

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE PIURA**  
**FACULTAD DE INGENIERIA PESQUERA**  
**DEPARTAMENTO ACADÉMICO Y/O ESCUELA**  
**PROFESIONAL DE INGENIRÍA PESQUERA**



COMPARACIÓN DEL CONTENIDO DE PROTEÍNAS TOTALES DE  
*Panagrellus redivivus* (GOODEY, 1945), CULTIVADO EN AVENA Y  
AVENA ENRIQUECIDA CON *Spirulina platensis*; CASTILLA, PIURA –  
PERÚ, 2015.

**PRESENTADA POR:**

BACH. ALBA MARINA CAMINO ORDINOLA.

**TESIS PARA OPTAR AL TÍTULO DE INGENIERO PESQUERO**

**PIURA, PERÚ**

**2016**

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE PIURA**

**FACULTAD DE INGENIERIA PESQUERA**

**TESIS PARA OPTAR AL TÍTULO DE INGENIERO PESQUERO**



**Asesor: Ing. Edgar Régulo Vega Alcázar M.Sc.**

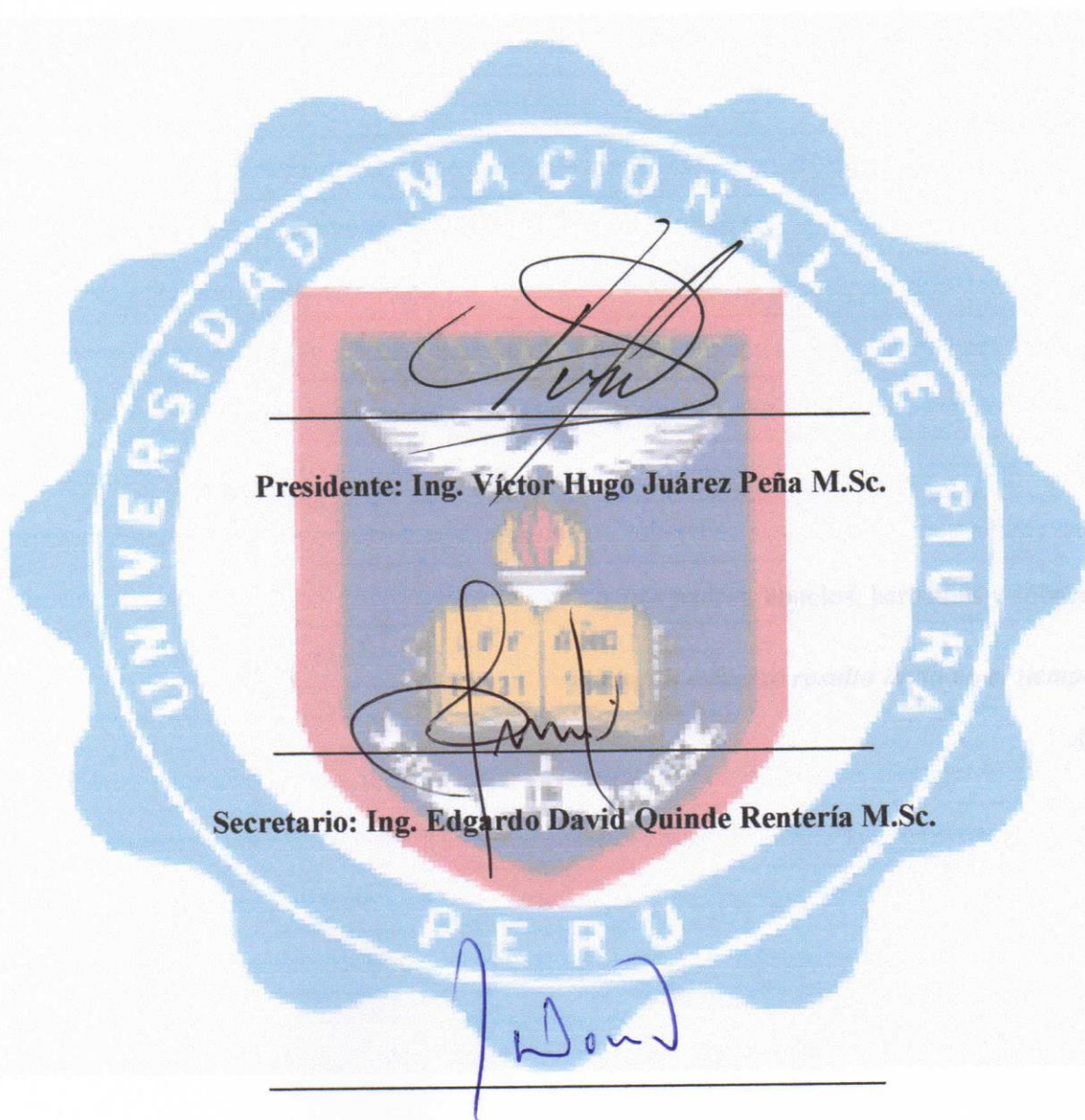
**Co-asesor: Blgo. Humberto Rivera Calle M.Sc.**

**Ejecutor: Bach. Alba Marina Camino Ordinola.**

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE PIURA**

**FACULTAD DE INGENIERIA PESQUERA**

**TESIS PARA OPTAR AL TÍTULO DE INGENIERO PESQUERO**



**Presidente: Ing. Víctor Hugo Juárez Peña M.Sc.**

**Secretario: Ing. Edgardo David Quinde Rentería M.Sc.**

**Vocal: Blgo. William Ricardo León Villavicencio M.Sc.**





UNIVERSIDAD NACIONAL DE PIURA  
FACULTAD DE INGENIERIA PESQUERA



\*\*\*\*\*

"AÑO DE LA CONSOLIDACIÓN DEL MAR DE GRAU"

**ACTA DE SUSTENTACIÓN**

Los Miembros del Jurado Calificador que suscriben, reunidos para la sustentación de la Tesis, para optar el Título Profesional de *Ingeniero Pesquero*, presentada por:

**ALBA MARINA CAMINO ORDINOLA**

Asesorada por el Ing. Edgar Regulo Vega Alcázar, M.Sc. y Co asesorada por el Blgo. Humberto Rivera Calle, M.Sc. denominada:

**"COMPARACION DEL CONTENIDO DE PROTEINAS TOTALES DE *Panagrellus redivivus* (GOODEY, 1945), CULTIVADA EN AVENA Y AVENA ENRIQUECIDA CON *Spirulina platensis*; CASTILLA, PIURA – PERU, 2015"**

Oídas las respuestas y absueltas las observaciones formuladas, se declara:

APROBADO					DESAPROBADO
Excelente	Sobresaliente	Muy Bueno	Bueno	Regular	
_____	_____	_____	X	_____	_____

En consecuencia, queda en condiciones de ser calificada **APTA** por el Consejo Universitario de la Universidad Nacional de Piura y recibir el **TITULO PROFESIONAL DE INGENIERO PESQUERO**, de conformidad con lo estipulado en la ley.

Piura, 16 de diciembre de 2016.

ING. VICTOR HUGO JUÁREZ PEÑA, M.Sc.  
PRESIDENTE

BLGO. WILLIAM R. LEÓN VILLAVICENCIO, M. Sc.  
VOCAL

ING. EDGARDO DAVID QUINDE RENTERIA, M. Sc.  
SECRETARIO



UNIVERSIDAD NACIONAL DE PIURA  
FACULTAD DE INGENIERIA PESQUERA

\*\*\*\*\*



**CALIFICATIVO DE SUSTENTACIÓN DE TESIS**

“COMPARACION DEL CONTENIDO DE PROTEINAS TOTALES DE *Panagrellus redivivus*  
(GOODEY, 1945), CULTIVADA EN AVENA Y AVENA ENRIQUECIDA CON *Spirulina*  
*platensis*; CASTILLA, PIURA – PERU, 2015”

**EJECUTORA: BR. ALBA MARINA CAMINO ORDINOLA**

DE CONFORMIDAD A LO ESTABLECIDO EN EL ART. 37°.- DEL REGLAMENTO  
PARA LA OBTENCIÓN DE TÍTULO PROFESIONAL MEDIANTE TESIS EN LAS  
DIFERENTES FACULTADES DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE PIURA.

(Aprobado según Resolución de Consejo Universitario N° 1073-CU-2014 de fecha 01 de  
octubre del 2014).

MIEMBRO	PUNTAJE
Presidente	15
Secretario	15
Vocal	15
Promedio	15

- Excelente : (20)
- Sobresaliente : (19; 18)
- Muy Bueno : (17; 16)
- Bueno : (15; 14; 13)
- Regular : (12; 11)

Piura, 16 de diciembre de 2016.

ING. VICTOR HUGO JUAREZ PEÑA, M.Sc.  
PRESIDENTE

BLGO. WILLIAM R. LEÓN VILLAVICENCIO, M. Sc.  
VOCAL

ING. EDGARDO DAVID QUINDE RENTERIA, M. Sc.  
SECRETARIO

# ÍNDICE GENERAL

DEDICATORIA	I
AGRADECIMIENTO	II
RESUMEN	III
ABSTRACT	IV
ÍNDICE GENERAL	
ÍNDICE DE TABLAS	
ÍNDICE DE FIGURAS	
ÍNDICE DE ANEXOS	
INTRODUCCIÓN	1
II. MARCO TEÓRICO	3
2.1. MARCO TEÓRICO	3
2.1.1. Microgusano <i>Panagrellus redivivus</i>	5
2.1.1.1. Clasificación Científica (Tree of Life Web Project, 2002, citado por Batchelder, 2014)	5
2.1.1.2. Características	5
2.1.1.3. Hábitat y Ecología	7
2.1.1.4. Reproducción	7
2.1.1.5. <i>Panagrellus redivivus</i> empleado como alimento vivo	8
2.1.1.6. Técnica de cultivo del <i>Panagrellus redivivus</i>	8
2.1.2. Microalga <i>Spirulina platensis</i>	10
2.1.2.1. Clasificación científica	10
2.1.2.2. Características	10

2.1.2.3. Composición bioquímica	11
2.1.2.4. Biología	13
III. MATERIAL Y MÉTODOS	15
3.1. UBICACIÓN GEOGRÁFICA DEL LUGAR DEL ENSAYO	15
3.2. IDENTIFICACIÓN Y OPERACIONALIZACIÓN DE VARIABLES	16
3.3. MATERIALES E INSTRUMENTOS, EL MODELO TEÓRICO	17
3.3.1. Materiales e instrumentos	17
3.3.1.1. Materiales	17
3.3.1.2. Equipos	17
3.3.1.3. Insumos	18
3.3.1.4. Material Biológico	18
3.3.2. Metodología general	19
3.3.3. Preparación del cultivo	22
3.3.4. Cosecha	24
3.3.5. Técnicas de muestreo, unidad de análisis, población y selección de muestras en enfoques cuantitativos y/o cualitativos	26
3.3.5.1. De la obtención de caldo de cultivo de microgusanos	26
3.3.5.2. De los Muestreos	26
3.3.4.3. Del Procedimiento de cosecha	27
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	31
4.1. RESULTADOS	31
4.1.1. Comparación del porcentaje de proteínas de los microgusanos cultivados en avena sola y avena enriquecida con <i>Spirulina platensis</i>	35

4.1.2. Comparación del porcentaje de humedad de los microgusanos cultivados en avena sola y avena enriquecida con <i>Spirulina platensis</i>	36
4.1.3. Comparación del porcentaje de grasas de los microgusanos cultivados en avena sola y avena enriquecida con <i>Spirulina platensis</i>	37
4.1.4. Comparación del porcentaje de cenizas de los microgusanos cultivados en avena sola y avena enriquecida con <i>Spirulina platensis</i>	38
4.1.5. Parámetros: temperatura y pH registrados durante el ensayo	39
4.1.6. Resultados del empleo de Técnica de cosecha guiada empleando luz natural	41
4.2. DISCUSIÓN	42
V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	45
5.1. CONCLUSIONES	45
5.2. RECOMENDACIONES	46
VI. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	47
ANEXOS	58



## ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 2.1. Valor nutritivo de <i>Panagrellus redivivus</i> , nematodo empleado en la investigación. Fuente: Revista Investigación y Ciencia de la Universidad Autónoma de Aguas Calientes, Número 45, (pág. 6), 2009.	7
Tabla 3.1. Ubicación Geográfica de Laboratorio de Microalgas F.I.P. – U.N.P. Fuente: Elaboración propia.	15
Tabla 4.1. Resultados de análisis químicos realizados a los medios de cultivo (avena y avena enriquecida), y microgusanos empleados al inicio del ensayo: Porcentaje de humedad, Porcentaje de cenizas, Porcentaje de grasas, Porcentaje de proteínas totales. Fuente: Elaboración propia.	31
Tabla 4.2. Resumen de resultados de análisis químicos realizados a las poblaciones de microgusanos cosechadas del tratamiento de cultivo en avena sola: Porcentaje de humedad, Porcentaje de cenizas, Porcentaje de grasas, Porcentaje de proteínas totales. Fuente: Elaboración propia.	31
Tabla 4.3. Resumen de resultados de análisis químicos realizados a las poblaciones de microgusanos cosechadas del tratamiento enriquecido con <i>Spirulina platensis</i> : Porcentaje de humedad, Porcentaje de cenizas, Porcentaje de grasas, Porcentaje de proteínas totales. Fuente: Elaboración propia.	32
Tabla 4.4. Resultados y promedios de ensayos químicos realizados: Porcentaje de humedad, Porcentaje de cenizas, Porcentaje de grasas, y Porcentaje de proteínas totales. Fuente: Elaboración propia.	32
Tabla 4.5. Diferencia porcentual entre los promedios de resultados obtenidos de la cosecha de los Tratamientos con avena (tratamiento 1) y con avena enriquecida con <i>Spirulina platensis</i> (tratamiento 2). Fuente: Elaboración propia.	34

Tabla 4.6. Comparación del porcentaje de proteínas de los microgusanos cultivados en avena sola y avena enriquecida con *Spirulina platensis*. Fuente: Datos de laboratorio.

35

Tabla 4.7. Comparación del porcentaje de humedad de los microgusanos cultivados en avena sola y avena enriquecida con *Spirulina platensis*. Fuente: Datos de laboratorio.

36

Tabla 4.8. Comparación del porcentaje de grasas de los microgusanos cultivados en avena sola y avena enriquecida con *Spirulina platensis*. Fuente: Datos de laboratorio.

37

Tabla 4.9. Comparación del porcentaje de ceniza de los microgusanos cultivados en avena sola y avena enriquecida con *Spirulina platensis*. Fuente: Datos de laboratorio.

38

Tabla 4.10. Registro de salinidad y pH de *Spirulina platensis* seca, empleada para enriquecer el medio de cultivo. Fuente: Elaboración propia.

39

## ÍNDICE DE FIGURAS

- Figura 2.1: Cuerpo de *Panagrellus redivivus* masculino con espícula bifurcada.  
*Fuente:* (Ferris, 2009) y (Hechler, 1971). 6
- Figura 2.2: Cabeza de *P. redivivus*, que muestra el esófago en forma de reloj de arena. Escala 100  $\mu\text{m}$ . *Fuente:* Visikol (2013). 6
- Figura 2.3. A la izquierda, Harina de *Spirulina platensis* y a la derecha vista desde microscopio (Elaboración propia). 10
- Figura 3.1. Ubicación satelital de Universidad Nacional De Piura, Castilla, Piura (*Fuente:* Google Earth, 2015) 15
- Figura 3.2. Ubicación satelital del área en estudio en Laboratorio de Microalgas de Facultad de Ingeniería Pesquera – Universidad Nacional De Piura, Castilla, Piura (*Fuente:* Google Earth, 2015) 16
- Figura 3.3. Equipos empleados, de izquierda a derecha: Balanza analítica 0.00001gr. de precisión, autoclave 75 lb, balanza electrónica 0.1 gr. de precisión, microscopio. 18
- Figura 3.4. Preparación de inóculo para desarrollo de ensayo: A. Lavado de microgusanos *Panagrellus redivivus* empleando tela dril como filtro para eliminar impurezas. B. siembra de microgusanos en avena. C. Cultivo de microgusano al día cinco. 19
- Figura 3.5. Desinfección y esterilización con rayos UV del ambiente aislado donde se desarrollaron los cultivos de microgusano *Panagrellus redivivus*, en sus dos tratamientos. 20
- Figura 3.6. A. Toma de peso de insumos; B. Medición de pH de los medios de cultivo antes de la siembra; C y D. desplazamiento de colonias de nematodos sembradas. 21
- Figura 3.7. Vistas de planta y corte longitudinal de la unidad de siembra y cosecha. Medidas tomadas en milímetros. 22
- Figura 3.8. Preparación de los tupper que alojaron los cultivos de microgusano *Panagrellus redivivus*, en sus dos tratamientos. 23

- Figura 3.9. A y C. Siembra de nematodos en seis puntos (colonias), de la superficie del medio de cultivo. Aquí se manejó un ambiente aséptico; B. Toma de peso del hisopo que transporta nematodos. 24
- Figura 3.10. Medición de salinidad y pH de microalga *Spirulina platensis*, empleada para enriquecer el medio de cultivo del nematodo *Panagrellus redivivus*. 24
- Figura 3.11. Al sexto día de cultivo, se cubrió con papel las paredes del ambiente aislado, antes de la cosecha. 25
- Figura 3.12. Cosecha de microgusano *Panagrellus redivivus*, empleando luz natural. Los nematodos se dirigen hacia la sombra (B, C y D), continúan hasta el área de cosecha donde son recolectados con pequeñas espátulas. 25
- Figura 3.13. Cosecha de microgusano *Panagrellus redivivus*, empleando luz natural. Los nematodos se dirigen hacia la sombra, donde se ubica el área de cosecha. 26
- Figura 3.14. Recipientes de cultivo de microgusano *Panagrellus redivivus*, en sus dos tratamientos dentro del ambiente aislado. Distribución totalmente al azar. 27
- Figura 3.15. Control de temperatura del ambiente de cultivo de microgusano *Panagrellus redivivus*. 27
- Figura 3.18. A la izquierda, los nematodos también se recolectaron en las paredes de los recipientes para alcanzar una muestra más representativa. A la derecha, pasado diez días de cultivo la superficie del medio de cultivo se cubre por una capa de levadura; la población de microgusanos va en descenso. 28
- Figura 3.19. Recepción y pesado de muestras en Laboratorio de análisis químicos de FIP - UNP. 29
- Figura 3.20. En A, las muestras en la estufa, y en B, las muestras listas para determinar humedad. 29
- Figura 3.21. En A, y B, el proceso de desgrasado para determinar porcentaje de grasa. En C, los balones con grasas extraídas. 30

- Figura 3.22. Procedimiento de digestión en concentración de ácido sulfúrico para determinación de proteínas totales a través de Método Kjeldahl. A la derecha, el resultado es una solución de Sulfato de amonio. 30
- Figura 4.1. Comparación entre resultados y promedios obtenidos de los ensayos químicos realizados: Porcentaje de humedad, Porcentaje de cenizas, Porcentaje de grasas, y Porcentaje de proteínas totales. Referencia: Tabla 4.4. 33
- Figura 4.2. Comparación entre resultados de los análisis de los medios de cultivo, nematodo empleado inicialmente, y promedios de resultados de análisis químicos de los nematodos en sus dos tratamientos. Referencia: Tablas 4.1 y 4.4. 33
- Figura 4.3. Comparación entre promedios obtenidos de los análisis químicos realizados a los dos tratamientos empleados. Referencia: Tabla 4.4. 34
- Figura 4.4. Comparación del porcentaje de proteínas obtenidas de los microgusanos de los dos tratamientos empleados: Avena y avena enriquecida con *Spirulina platensis*. 35
- Figura 4.5. Comparación del porcentaje de humedad de los microgusanos cultivados en los dos tratamientos empleados: Avena y avena enriquecida con *Spirulina platensis*. 36
- Figura 4.6. Comparación del porcentaje de grasas de los microgusanos cultivados en los dos tratamientos empleados: Avena y avena enriquecida con *Spirulina platensis*. 37
- Figura 4.7. Comparación del porcentaje de cenizas de los microgusanos cultivados en los dos tratamientos empleados: Avena y avena enriquecida con *Spirulina platensis*. 38
- Figura 4.8. Comparación de promedios de datos diarios de temperatura ambiente tomadas durante los muestreos de los cultivos de avena y avena enriquecida. 40
- Figura 4.9. Comparación de promedios de datos diarios de pH tomados durante los muestreos de los cultivos de avena y avena enriquecida. 40



## ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. INFORME DE ENSAYO N° 077 – 2015.	58
Anexo 2. INFORME DE ENSAYO N° 110 – 2015.	59
Anexo 3. INFORME DE ENSAYO N° 111 – 2015.	60
Anexo 4. Composición química y nutricional del insumo, avena comercial, que se empleó en la investigación (Información nutricional obtenida de la empresa procesadora del insumo).	61
Anexo 5. Análisis de varianza (ANVA) para la comparación del porcentaje de proteínas de los microgusanos cultivados en avena sola y avena enriquecida con <i>Spirulina platensis</i> . Fuente: Datos de laboratorio.	61
Anexo 6. Análisis de varianza (ANVA) para la comparación del porcentaje de humedad de los microgusanos cultivados en avena sola y avena enriquecida con <i>Spirulina platensis</i> . Fuente: Datos de laboratorio.	62
Anexo 7. Análisis de varianza (ANVA) para la comparación del porcentaje de grasa de los microgusanos cultivados en avena sola y avena enriquecida con <i>Spirulina platensis</i> . Fuente: Datos de laboratorio.	62
Anexo 8. Análisis de varianza (ANVA) para la comparación del porcentaje de ceniza de los microgusanos cultivados en avena sola y avena enriquecida con <i>Spirulina platensis</i> . Fuente: Datos de laboratorio.	62
Anexo 9. Registro diario de temperatura ambiente tomado durante el seguimiento de los cultivos del tratamiento 1: Cultivo en avena. Fuente: Elaboración propia.	63
Anexo 10. Temperatura ambiente registrada durante el muestreo de los cultivos de microgusano <i>Panagrellus redivivus</i> , cultivado en avena.	63
Anexo 11. Registro diario de pH tomado durante el muestreo de los cultivos del tratamiento 1: Cultivo en avena. Fuente: Elaboración propia.	64

- Anexo 12. pH de los cultivos de microgusano *Panagrellus redivivus*, cultivado en avena. 64
- Anexo 13. Registro diario de temperatura ambiente tomado durante el seguimiento de los cultivos del tratamiento 2: Cultivo en avena enriquecida con *Spirulina platensis*. Fuente: Elaboración propia. 65
- Anexo 14. Temperatura ambiente registrada durante el muestreo de los cultivos de microgusano *Panagrellus redivivus*, cultivado en avena enriquecida. 65
- Anexo 15. Registro diario de pH tomado durante el muestreo de los cultivos del tratamiento 2: Cultivo en avena enriquecida con *Spirulina platensis*. Fuente: Elaboración propia. 66
- Anexo 16. pH de los cultivos de microgusano *Panagrellus redivivus*, cultivado en avena enriquecida. 66
- Anexo 17. Promedios de los datos de temperatura ambiente y pH, registrados diariamente durante los muestreos de los cultivos en sus dos tratamientos. Fuente: Elaboración propia. 67
- Anexo 18. A. Imágenes de los recipientes en los que se empleó medio enriquecido (primer ensayo); C. Cultivo al tercer día de siembra; B. y D. Proliferación de hongos desconocidos los que limitaron el desarrollo de las colonias de nematodos sembrados (cuarto día de siembra). 67
- Anexo 19. Primer ensayo en el cuarto día de siembra. A la izquierda, cultivo enriquecido con microalga *Spirulina platensis*, hongos desconocidos cubren casi la totalidad de la superficie. A la derecha, cultivo de nematodos en avena, hay menor presencia de hongos. 68
- Anexo 20. Día uno luego de la siembra de los nematodos *Panagrellus redivivus*, en sus dos tratamientos. A la izquierda, en el medio enriquecido se observa las seis colonias como manchas claras indicadas por flechas. A la derecha, se observan las seis colonias como manchas blancas indicadas por flechas. Aún no se observa presencia de hongos o levaduras. 68

- Anexo 21. Al día dos de edad de cultivo, se observó presencia de hongos y levadura. Los nematodos se encuentran en casi toda la superficie de los medios de cultivo, pero aún se concentran en las colonias. A la izquierda, el medio enriquecido presenta mayor cantidad de hongos. A la derecha, el cultivo en avena es más húmedo y ya hay producción de alcohol. 69
- Anexo 22. Día tres: A la izquierda, en el medio enriquecido los hongos frenan su desarrollo por la producción de líquidos y alcohol. A la derecha, los nematodos cultivados en medios enriquecidos ya invadieron los bordes del medio y las paredes del recipiente que los contienen. 69
- Anexo 23. Al día tres: A la izquierda, en el medio enriquecido se observa claramente la acción de las colonias, su consumo de alimento y producción de líquidos. A la derecha, los nematodos cultivados en avena produjeron más líquidos lechosos. 70
- Anexo 24. Día tres: A la izquierda, en el medio enriquecido los nematodos en las paredes de los recipientes. A la derecha, los nematodos cultivados en avena ocupan las paredes en mucho menor número. 70
- Anexo 25. A y B. Al día cuatro hay mayor actividad de consumo y descomposición del medio enriquecido, y mayor producción de líquidos; C y D. Los nematodos van ocupando mayor área de las paredes de los recipientes que los contienen. 71
- Anexo 26. Al día cuatro, el tratamiento no enriquecido contiene mayor cantidad de líquidos y valores bajos en pH. 71
- Anexo 27. A. Medio de cultivo enriquecido. B. Tratamiento sin enriquecer al día cuatro, los nematodos ya ocuparon las paredes del recipiente que los alojan. 72
- Anexo 28. Día cinco: A y C. Medio enriquecido ya se encuentra en una etapa invasiva con un volumen mayor de nematodos que en B y C, cultivo sin enriquecer. En C, se observa claramente una capa de levadura. 72
- Anexo 29. Día cinco: Tratamiento 1, en A, se observa que las paredes ya están ocupadas por nematodos. Tratamiento 2, en B, el medio enriquecido ya se encuentra en una etapa invasiva con un volumen mayor de nematodos que del Tratamiento 1. 73

- Anexo 30. Día seis: A y B muestran incremento de individuos en las paredes y superficie del medio de cultivo. 73
- Anexo 31. Día seis: A y B muestran aparición de levadura en algunos puntos de la superficie del medio de cultivo. 74
- Anexo 32. Día seis: A y B. Toma de muestra de individuos: se empleó agua destilada para limpiar los individuos, y lugol para fijar la muestra. En C, se observa un grupo de nematodos en su mayoría hembras gestantes; en D, la imagen ampliada, se observa un nematodo hembra con sus crías en su interior. 74
- Anexo 33. Día siete: Los nematodos se agrupan en las paredes de los recipientes y continúan migrando. 75
- Anexo 34. Día siete: En la superficie de los medios de cultivo aumenta las levaduras (A, B y C); también continúa la reproducción de nematodos (Imagen D.). 75
- Anexo 35. Día ocho: La superficie de los cultivos se cubre por levadura, cada vez en más área (A y C). Los nematodos se agrupan en las paredes de los recipientes y continúan migrando (B y D). 76
- Anexo 36. Día ocho: Se observa los nematodos en buen estado, en su mayoría adultos (A, B, C y D). 76
- Anexo 37. Día nueve: El cultivo en estado delicado, hay levadura cubriendo casi la totalidad de la superficie del medio de cultivo (A y C), el avance de los nematodos en las paredes de los recipientes es lento (B y D). 77
- Anexo 38. Día nueve: En las paredes de los recipientes, se encuentran en mayor número nematodos adultos, especialmente nematodos hembras (A, B, C y D). 77
- Anexo 39. Día diez - Cosecha: Último muestreo. El cultivo en estado delicado, hay levadura cubriendo toda la superficie del medio de cultivo (Imagen B), el avance de los nematodos en las paredes de los recipientes es lento (A y C). 78
- Anexo 40. Último muestreo: En las paredes, se encuentran en mayor número nematodos adultos, especialmente nematodos hembras (A, B, C y D). 78

Anexo 41. Pesado de muestras para iniciar proceso de determinación de proteínas totales.

79

Anexo 42. En A (tratamiento 2) y B (tratamiento 1), se observa los crisoles con contenido de cenizas.

79

Anexo 43. En A proceso de destilación. En B se observa el proceso de titulación para valorar la cantidad de amonio presente en las muestras destiladas y determinar proteínas totales.

79



A mis padres, abuelos, hermanas y sobrinos.

*“Ningún esfuerzo resulta inútil en el tiempo.”*

A.C.

## **AGRADECIMIENTO**

El presente proyecto, realizado en la Universidad Nacional de Piura, se ejecutó con el apoyo y dirección de mis patrocinadores, cuya educación e interés por la investigación han sido fuente de motivación y curiosidad. Ing. Edgar Vega Alcázar M.Sc. y Blgo. Humberto Rivera Calle M.Sc., para ellos mi más amplio agradecimiento, por sus consejos, paciencia, y valiosa dirección que llevaron a la conclusión del presente trabajo.

Agradezco a los encargados del Laboratorio de Microalgas de la Facultad de Ingeniería Pesquera, quienes brindaron sus instalaciones para la ejecución de este ensayo: el Ing. Edgar Vega Alcázar M.Sc. y el estudiante Miguel Apón.

Agradezco la colaboración de los ingenieros y técnicos del Laboratorio de Análisis y Proceso de la Facultad de Ingeniería Pesquera, especialmente al Técnico Melecio Pintado Erazo, por su apoyo y por compartir sus experiencias, las que ayudaron a mejorar este trabajo.

A mis padres, mi eterno agradecimiento por su apoyo económico y moral, ya que gracias a sus sacrificios, hoy he podido cumplir uno de mis objetivos más importantes.

A ustedes, mi gratitud y reconocimiento.

## RESUMEN

El presente estudio ha tenido como objetivo principal, evaluar e incrementar el porcentaje de Proteínas totales que contiene el nematodo *Panagrellus redivivus* (Goodey, 1945), adicionando microalga *Spirulina platensis* seca, a un medio de cultivo tradicional (avena), bajo las condiciones de temperatura ambiental del Laboratorio de Microalgas de la Facultad de Ingeniería Pesquera de la Universidad Nacional de Piura del departamento de Piura, Perú. Para el proyecto, se utilizó un diseño completamente al azar con 4 repeticiones por tratamiento, y la comparación se realizó utilizando la técnica del análisis de varianza, mediante la prueba F-de Fisher.

El ensayo, se basa en referencias a estudios que tenían objetivos similares como el de éste, y cuyos resultados finales revelan algunas coincidencias entre a las proporciones de proteínas totales, humedad, cenizas, y grasas totales, analizadas en las poblaciones de *P. redivivus* cultivados en dos tratamientos; coincidencias como que la presencia de *Spirulina platensis* en el medio de cultivo es capaz de acelerar el crecimiento de la población en dos semanas; así mismo se evidencia la diferencia significativa con respecto al porcentaje de grasas totales, esto debido a las propiedades de la microalga empleada, la cual favorece la asimilación de grasas.

El estudio, nos permite concluir que hay una ventaja en el desarrollo del cultivo a nivel de biomasa, y que el tiempo de producción es menor al que se obtiene de un cultivo del nematodo en avena sola. Y se recomienda, realizar pruebas más detalladas respecto al tipo de aminoácidos y ácidos grasos que contiene el microgusano luego de ser enriquecido con *Spirulina platensis*; e implementar técnicas de masificación y cosecha.

**Palabras claves:** Nematodo, *Panagrellus redivivus*, microalga, *Spirulina platensis*, proteínas totales, grasas totales, cenizas totales, humedad total.

## ABSTRACT

The present study has as its main objective, evaluate and increase the percentage of total protein in the nematode *Panagrellus redivivus* (Goodey, 1945), adding *Spirulina platensis* microalgae dry, a traditional means of cultivation (oats), under the temperature conditions environmental Microalgae Laboratory of the Faculty of Fisheries Engineering of the National University of Piura department of Piura, Peru. For the project, we used a completely randomized design with 4 replicates per treatment, and comparison was performed using the technique of analysis of variance, F-test by Fisher.

The assay is based on references to studies that had similar goals like this, and the final results reveal some similarities between the proportions of total protein, moisture, ash, and total fat, analyzed in populations of *P. redivivus* grown in two treatments; coincidences that the presence of *Spirulina platensis* in the culture medium is capable of accelerating the growth of the population in two weeks; likewise the significant difference in the percentage of total fat is evident, that due to the properties of the microalgae employed, which favors the assimilation of fat.

The study allows us to conclude that there is an advantage in crop development at the level of biomass, and production time is less than that obtained from a culture of nematode on oats alone. And it is recommended to conduct more detailed regarding the type of amino acids and fatty acids containing microworm after being enriched with *Spirulina platensis* evidence; massification and implement techniques and harvesting.

**Keywords:** Nematode, *Panagrellus redivivus*, microalgae, *Spirulina platensis*, total protein, total fat, total ash, total moisture.

## INTRODUCCIÓN

En temas de Acuicultura, muchas investigaciones se enfocan a uno en especial, que es un problema constante: la alimentación en cultivos intensivos de peces y crustáceos. El principal interés: La producción de organismos vivos que forman parte de la dieta de las diversas especies acuáticas de consumo humano.

Así tenemos que las principales especies utilizadas como “alimento vivo” en la acuicultura son: Fitoplancton (*Chlorella vulgaris*, *C. variegata*, *Tetraselmis sp.*, *Spirulina sp.*), Protozoarios (*Paramecium sp.*), Rotíferos (*Brachionus plicatilis*), Crustáceos (*Streptocephalus mackini*, *Daphnia pulex*, *Artemia franciscana*), Nemátodos (*Panagrellus redivivus*); con base en características como su alto contenido proteico, alta disponibilidad y abundancia, tamaño aceptable para alevines de peces y larvas de crustáceos, membrana celular y cuerpo blando, altas densidades de cultivo, ciclo de vida corto y movimiento. Pero los organismos empleados como “alimento vivo” no siempre poseen un valor nutricional alto y son utilizados en su mayoría sin experimentar ningún proceso que haga variar su valor nutritivo original (Castro, De Lara, Castro, Castro y Malpica, 2003).

Muñoz (2012), señala que: “Si bien durante la mayor parte de la cría de peces se puede emplear piensos, existe un periodo inicial en el que, al nacer, las larvas necesitan alimento vivo debido a que los peces necesitan el estímulo del movimiento”. Para solventar esta situación, los acuicultores recurren actualmente a la *Artemia sp.*, que, pese a sus beneficios, tiene un gran inconveniente: precio y disponibilidad en el mercado. En Perú, la adquisición de 100 gramos de huevos de *Artemia sp.* a través de internet, se cotiza en S/. 40.00 soles, en promedio. Por ello se ha pensado que una alternativa a la situación es el empleo de nematodos.

Investigadores como Luna, Vargas, y Figueroa, entre otros, en sus diversos estudios por encontrar una mejor opción al uso de *Artemia sp.*, nos ofrecen importantes avances, y nos dicen que los nematodos tienen características importantes como “alimento vivo” que constituye una cápsula nutritiva y económica, conteniendo por lo general los constituyentes básicos de una dieta balanceada; es decir: proteínas, lípidos, carbohidratos, minerales, vitaminas y, principalmente, agua en concentraciones adecuadas para crías de peces, larvas de crustáceos, y otros grupos acuáticos.



La presente investigación, ha pretendido mejorar la calidad de *Panagrellus redivivus* (Goodey, 1945), como alimento para acuicultura, enriqueciendo el medio de cultivo (avena) con *Spirulina platensis*; buscando, además, obtener un registro de las condiciones del cultivo y desarrollo de este nematodo, que permita ampliar su uso tanto en Acuarística como en Acuicultura.

## II. MARCO TEÓRICO

### 2.1. MARCO TEÓRICO

Los Asquelmintos son un conjunto heterogéneo de animales marinos y dulceacuícolas comunes, como gastrotricos, rotíferos y nematelmintos (nematodos). El término *asquelmintos* para referirse en general a todos los animales de este conjunto (Barnes, 1989).

Casi todos los asquelmintos de vida libre son animales diminutos cuyas dimensiones van de microscópicas a 1 cm de longitud (García Más, Muñoz, Aguirre, Polo, García y Refoyo, 2009). Una peculiaridad de muchas especies (nematodos y rotíferos) es la constancia numérica de sus células, o bien de los núcleos que integran sus diversos órganos, un fenómeno llamado eutelía. Los números celulares son constantes dentro de cada especie y sólo varían de una a otra (Barnes, 1989).

Entre los Asquelmintos tenemos a los miembros del grupo Nematoda, o Nemata, llamados nematelmintos (gusanos redondos), que constituyen el mayor phylum de los asquelmintos (12000 especies descritas) (Barnes, 1989). Hay nematodos de vida libre en el mar, en el agua dulce y en el suelo. Se estima que una hectárea de buena tierra agrícola tiene desde varios centenares hasta miles de millones de nematodos terrestres (Hickman, Roberts, Keen, L'Anson, y Larson, 2009). Algunos de los hábitats inusitados de éstos son los manantiales térmicos, en los cuales la temperatura del agua puede ser hasta de 53°C, así como el agua almacenada en las bromeliáceas epifitas tropicales (Barnes, 1989). Las especies terrestres viven en la película de agua que rodea las partículas del suelo, por lo que se puede decir que en realidad son acuáticas. De hecho, existen especies que viven por igual en el suelo y en el agua dulce. La población disminuye con rapidez al aumentar la profundidad del suelo (Ruppert & Barnes, 1996).

El tamaño y la forma de los nematodos son adaptaciones importantes para la vida en espacios intersticiales (Cruz, 1993). La mayor parte de los de vida libre miden menos de 2.5 mm de largo y en general son microscópicos. Sin embargo, algunas formas del suelo miden hasta 7 mm y ciertas especies marinas alcanzan longitudes de 5 cm (Barnes, 1989). Son animales pseudocelomados que presentan forma de aguja, como un cilindro flexible que se adelgaza en ambos extremos con una cola puntiaguda y una cabeza roma (Maguiña, 2011). La cutícula de

los nematodos es más compleja que la de otros asquelmintos. Contiene colágeno y otros compuestos, y está organizada en tres capas principales. La capa cortical está limitada externamente por una delgada epicutícula, en ocasiones bronceada con quinona y siempre anillada. La capa intermedia varía de una estructura granular uniforme en algunas especies, a la presencia de varillas esqueléticas, fibrillas o canales en otras. La capa basal puede ser estriada o laminada, o bien contiene fibras espirales (Barnes, 1989).

En los nematodos, el crecimiento va acompañado por cuatro mudas de la cutícula, de las cuales las primeras dos pueden ocurrir dentro del huevo. La cutícula vieja se desprende entera o por fragmentos. Cuando el animal llega a la fase adulta ya no hay mudas y la cutícula sigue creciendo (Barnes, 1989; Maguiña, 2011). Los juveniles, que en ocasiones se denominan larvas, tienen casi todas las estructuras del adulto en el momento de la eclosión, salvo algunas partes del aparato reproductor (Ruppert & Barnes, 1996).

Entre sus características de desplazamiento: casi todos los nematodos se mueven por ondulaciones musculares que pasan a lo largo de las fibras musculares longitudinales de la pared del cuerpo (Guerrero, 2012). Algunos de éstos pueden nadar de modo intermitente distancias cortas. Unas cuantas especies son reptantes (Barnes, 1989).

De sus hábitos alimenticios, se dice que muchos nematodos de vida libre son carnívoros y se alimentan de pequeños metazoarios, incluso de otros nematodos. Otras especies son fitófagas. Bastantes formas marinas y dulceacuícolas se nutren de diatomeas, algas y hongos. También las algas y hongos son importantes fuentes alimenticias de muchas especies terrestres, aunque hay hongos que capturan nematodos y se alimentan de ellos. Los consumidores de materia sedimentada y la infinidad de nematodos que viven en la materia orgánica muerta, como estiércol, o cadáveres de plantas y animales, se nutren en realidad de las bacterias y hongos que proliferan en tales medios (Barnes, 1989; Figueroa et al. 2006). Las glándulas faríngeas y el epitelio intestinal secretan enzimas digestivas. La digestión comienza extracelularmente en la luz del intestino, pero termina dentro de las células (Deutsh, 1978, citado por Barnes, 1989, p. 249). Algunos carecen de sistema excretor, aunque muchos poseen un sistema peculiar de células glandulares, con o sin túbulos, que tienen cierta función excretoria (Ruppert & Barnes, 1996).

El principal desecho nitrogenado de los nematodos es el amoníaco, el cual se elimina a través de la pared del cuerpo y sale del aparato digestivo junto con los residuos indigeribles (Colegio de bachilleres del estado de Sonora, 2007). El mantenimiento de la presión hídrica dentro del pseudoceloma es importante. El agua pasa con facilidad a través de la cutícula y la pared del cuerpo, y es probable que ésta sea la principal vía de regulación de agua e iones. Los nematodos dulceacuícolas y terrestres deben mantener el líquido pseudocelómico hipertónico respecto al medio circundante (Barnes, 1989, p. 250).

#### **2.1.1. Microgusano *Panagrellus redivivus***

##### **2.1.1.1. Clasificación Científica (Tree of Life Web Project, 2002, citado por Batchelder, 2014)**

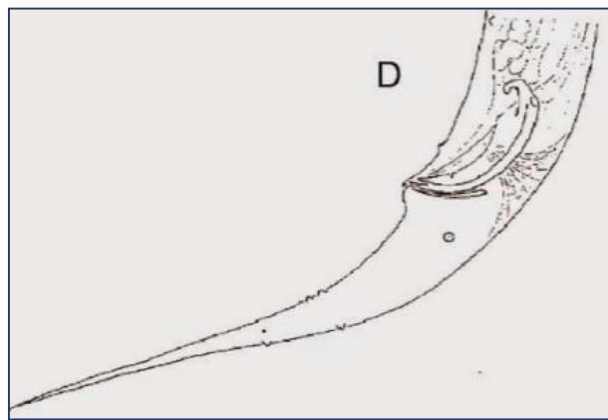
Reino:	Animalia
Phylum:	Nematoda
Clase:	Secernentea
Orden:	Rhabditida
Familia:	Panagrolaimidae
Género:	Panagrellus
Especie:	<i>P. redivivus</i> (Goodey, 1945)

##### **2.1.1.2. Características**

El microgusano *Panagrellus redivivus* es un nematodo de vida libre de color blanco transparente, mide 0.5 milímetros de diámetro y máximo 2 milímetros de longitud (ver Fig.2.2), no se pueden ver a simple vista. Su cuerpo es cilíndrico y no segmentado, presenta un sistema muscular longitudinal que le permite desplazarse con movimientos de adelante hacia atrás. Se encuentra recubierto por una cutícula que se llega a continuar hacia la parte oral y anal, esta estructura los protege de la deshidratación y de condiciones adversas del ambiente (Guerrero, 2012).

La composición general del microgusano es: 76% agua, 24% materia seca, de la cual, 40% es proteína y 20% grasa, el 40% restante corresponde a extracto libre de nitrógeno y algunos micronutrientes (Luna, 2009).

A diferencia de *Artemia salina*, las larvas de *P. redivivus* no consumen microalgas, pueden sobrevivir más de 72 h en agua dulce y no crecen demasiado como para no poder ser consumidas rápidamente sin llegar a contaminar el agua de acuarios (Jahangard, 2003).



**Figura 2.1:** Cuerpo de *Panagrellus redivivus* masculino con espícula bifurcada.  
*Fuente:* (Ferris, 2009) y (Hechler, 1971).



**Figura 2.2:** Cabeza de *P. redivivus*, que muestra el esófago en forma de reloj de arena.  
**Escala 100 µm.** *Fuente:* Visikol (2013).

**Tabla 2.1. Valor nutritivo de *Panagrellus redivivus*, nematodo empleado en la investigación.**

Valor nutritivo del microgusano <i>Panagrellus redivivus</i> procedente de diferentes fuentes bibliográficas. Datos expresados en porcentaje. * Miligramos. Datos no reportados (-----).				
Proteína, %	Lípidos, %	Carbohidratos, %	Ácidos grasos, %	Fuente bibliográfica
52.0	13.0	15.4	-----	Kahan y Appel, 1975
48.3	17.3	31.3	-----	Biedenbach <i>et al.</i> , 1989
* 543 ± 34 a 757 ± 18 mg g <sup>-1</sup>	166 ± 26 a 209 ± 30 mg g <sup>-1</sup>	-----	La serie ω-3 de los ácidos grasos altamente insaturados puede no ser suficiente para promover el crecimiento y sobrevivencia de <i>P. indicus</i> .	Kumlu <i>et al.</i> , 1998
40.0	20.0	-----	-----	Rottmann, 2002
38.8	23.7	28.9	El total de ácidos grasos n-6 fue mucho más alto que el total n-3.	Santiago <i>et al.</i> , 2003
38.7	24.1	28.6	-----	Santiago <i>et al.</i> , 2004
38.6	39.8	18.2	-----	Schlechttriem <i>et al.</i> , 2005
62.0	24.0	17.0	-----	Figueroa <i>et al.</i> , 2006
60.6	24.7 a 26.9	-----	El medio de cultivo con avena y trigo puede tener muy bajos niveles de ácidos DHA (22:6n-3) y EPA (20:5n-3).	Sautter <i>et al.</i> , 2007

*Fuente:* Revista Investigación y Ciencia de la Universidad Autónoma de Aguas Calientes, Número 45, (pág. 6), 2009.

### 2.1.1.3. Hábitat y Ecología

Habita tanto el medio terrestre como acuático alimentándose de bacterias, levaduras y hongos (De Lara, Castro, Castro, Castro, y Malpica, 2003).

*P. redivivus* tiene un intervalo amplio a la temperatura en donde puede desarrollarse, también puede tolerar salinidades de hasta 40 g/L (Castro, Malpica, De Lara, Castro, y Castro, 2001, citado por De Lara *et al.*, 2003).

### 2.1.1.4. Reproducción

Se reproducen sexualmente y los machos son de menor talla y menos numerosos que las hembras; estos se diferencian de las hembras porque su extremo posterior está en forma de curva o gancho (Maguiña, 2011), como se puede observar en la Figura 01. Su ciclo reproductivo es corto, son ovovivíparos liberan de 10 a 40 crías cada 24 ó 72 horas en un período de 20 a 25 días (dependiendo de las

condiciones de temperatura y humedad), por consiguiente cada hembra produce aproximadamente 300 crías (Guerrero, 2012).

#### **2.1.1.5. *Panagrellus redivivus* empleado como alimento vivo**

Este nematodo, debido a su talla, valor nutritivo, ciclo de vida corto, cuerpo blando, altas densidades de cultivo y movilidad, presenta las características adecuadas para ser considerado como alimento vivo en las primeras etapas larvarias de peces y crustáceos (Kahan & Appel 1975, Kahan *et al.* 1980, Wilkenfeld *et al.* 1984, Biedenbach *et al.* 1989, Kumlu & Fletcher 1997, Kumlu *et al.* 1998, Ricci *et al.* 2003, Santiago *et al.* 2003, Santiago *et al.* 2004, Schlechtriem *et al.* 2004b, citados por De Lara, Castro, Castro, y Castro, 2007).

La utilización de estos microgusanos como alimento inicial para peces se remonta a 1963, cuando se demostró que dicho organismo era presa fácil de larvas de peces (Maguiña, 2011).

Entre las especies ícticas de importancia económica susceptibles de ser alimentadas con estos organismos podemos mencionar al pez ángel *Pterophyllum scalare*, pez betta *Betta splendens*, Gourami enano *Colisa lalia*, Tetra neón *Paracheirodon innesi*, Corydora *Corydoras aeneus* y Pez cebra *Brachidanio rerio*. Es importante resaltar que el efecto de una buena alimentación se reflejará en la salud, el crecimiento y la reproducción de los peces y particularmente en especies ornamentales en la coloración (Figuerola *et al.*, 2006, citado por Maguiña, 2011). Por otra parte, estos nematodos han sido utilizados eficientemente como indicadores de contaminación (Pica, 2008).

#### **2.1.1.6. Técnica de cultivo del *Panagrellus redivivus***

Para iniciar el cultivo se utilizan hojuelas de avena (u otro cereal) previamente humedecidas, las cuales se colocan en el fondo de un recipiente de plástico que tengan esquinas redondeadas y con tapa hermética, preferentemente. Es importante que la tapa del recipiente cuente con pequeños orificios que permitan

la aireación y así evitar excesos de humedad y CO<sub>2</sub> producidos por la fermentación del cultivo (Luna, 2009).

Investigadores recomiendan mantener el cultivo a temperaturas entre 26 y 28 °C. La temperatura óptima para el cultivo es alrededor de los  $25 \pm 1^{\circ}\text{C}$  (De Lara et al., 2003).

Después de colocar la cama de hojuelas de avena humedecidas, se adiciona una pequeña cantidad de microgusanos (Guerrero, 2012).

Kumlu, & Fletcher (1997), citados por De Lara (2007, p. 30), han realizado pruebas en las que el medio (cereal) es enriquecido con nutrientes proteínicos como alga *Spirulina*; nutrientes lipídicos como aceite de girasol; o con aceleradores de la fermentación, como yogurt (*Lactobacillus*), obteniendo buenos resultados.

Después de 3 a 4 días se observan pequeñas manchas blancas en las paredes del recipiente (microgusano). Al mirarlas a contra luz se aprecia su movimiento. Es recomendable tener dos o más cultivos alternos, prepararlos con una semana de diferencia, de lo contrario, los cultivos decaerán simultáneamente. (Figueroa, Soriano, y Luna-Figueroa, 2012)

Al cabo de 3 o 4 semanas los cultivos empiezan a desprender un olor desagradable parecido al vinagre, habrá que renovar el cultivo antes de que el número de gusanos disminuya (Luna - Figueroa, *et al.* 2012).

Los microgusanos se recolectan, generalmente, pasando un pincel o una pequeña espátula y se suministran a los peces (Noval, 2006).



### 2.1.2. Microalga *Spirulina platensis*

#### 2.1.2.1. Clasificación científica

Tomada de Acleto (1998).

Phylum: Cyanophyta o Cyanobacteria

Clase: Cyanophyceae

Orden: Oscillatoriales

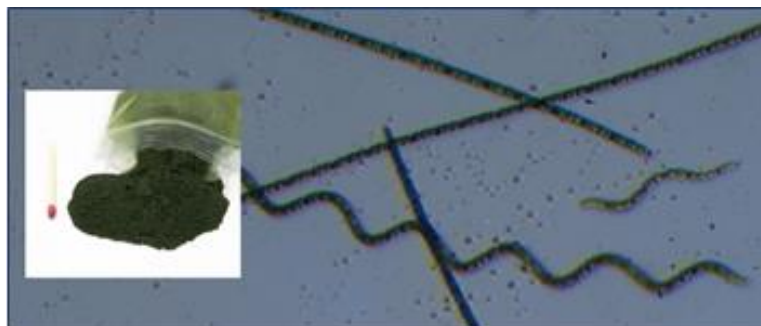
Familia: Oscilatoriaceae

Género: *Spirulina* (*Arthrospira*)

Especies: *Spirulina platensis* (*Arthrospira platensis*)

#### 2.1.2.2. Características

Se trata de un alga verde azul, de carácter multicelular, cuyas células cilíndricas tienen un ancho de 3 a 12 milimicrones, alcanzando a veces hasta 16. Sus filamentos presentan un esquema en forma de hélice abierta y llegan a medir entre 100 y 200 milimicrones (ver Fig. 2.3). Las condiciones de esta hélice y sus medidas dependerán de las condiciones ambientales y del crecimiento del alga (Ramírez & Olvera, 2006)



**Figura 2.3.** A la izquierda, Harina de *Spirulina platensis* y a la derecha vista desde microscopio (Elaboración propia).

El valor de la *Spirulina sp*, radica en el contenido de la gran cantidad de nutrientes, algunos de los cuales no pueden ser sintetizados por el organismo del pez, así como también algunas de sus propiedades, tales como aumentar los niveles de energía, reducir el estrés, incrementar el rendimiento, mejorar el apetito y ofrecer protección como antioxidante. Al ser rica en aminoácidos, proteínas, carbohidratos, ácidos grasos omega, vitaminas, minerales y otros nutrientes, es muy importante su uso como suplemento alimenticio, ya sea en polvo, encapsulado, en tabletas, u otros. (Cohen, *et al*, 1997, citado por Soriano, 2014, p. 20).

En acuicultura, se la emplea como alimento para crustáceos, moluscos y peces, siendo también utilizada para animales de granja y para mascotas, principalmente cuando los animales están en su época de reproducción, por ser fuente de pigmentos naturales, vitaminas y ácidos grasos de gran valor. (Belay, 2002, citado por Soriano, 2014, p. 21).

Su pared celular es delgada y no posee celulosa, lo que facilita su digestión, diferenciándose así de las algas verdes. Se puede emplear como complemento alimentario tanto para animales como para humanos. En acuicultura, se la emplea como alimento para crustáceos, moluscos y peces, siendo también utilizada para animales de granja y para mascotas, principalmente cuando los animales están en su época de reproducción, por ser fuente de pigmentos naturales, vitaminas y ácidos grasos de gran valor (De Lara, Castro, Castro, Castro, Malpica, y García, 2005).

### **2.1.2.3. Composición bioquímica**

La composición bioquímica de esta cianobacteria puede llegar a composiciones elevadas como muestran Jaime, Civera, Villarreal, Galindo, y Pérez (2007):

Proteínas de 65 a 71%

Glúcidos de 10 a 20%

Grasas 5%

Fibra 2%

Carbohidratos 24%

Minerales: Calcio 1.18 mg.; Fósforo 8.28 mg.; Hierro 5.3 mg.; Magnesio 1.66 mg.; Manganeso 2.2 mg.; Potasio 4.35 mg.; Sodio 3.4 mg.; Zinc 3.3 mg.

Vitaminas: Provitamina A; vitamina B1; vitamina B2; vitamina B6; vitamina B12; vitamina E; vitamina H; ácido pantotéico; ácido fólico; inositol; niacina.

Aminoácidos: isoleucina 5.7%; leucina 87; lisina 5.1%; metionina 26%; fenilalanina 5.7%; treonina 5.4%; valina 7.5%; alanina 7.9%; arginina 7.6%; ácido aspártico 9.1%; cistina 12.7%; glicina 4.8%; histidina 1.5%; prolina 4.1%; serina 5.3%; tirosina 4.6%.

Ácidos grasos: linoleico 1.325 mg y linolénico 1.065 mg.

Otros componentes: clorofila 600 mg; ácidos nucleicos ARN 3.6%; ADN 0.8%.

Varias de las propiedades que posee se deben a algunos de sus constituyentes, en especial, los ácidos grasos omega 3 y 6, el beta-caroteno, el alfa-tocoferol, la ficocianina, compuestos fenólicos y un compuesto últimamente descubierto, denominado Ca-Spirulan (Ca-SP) que posee actividad antiviral (Chamorro et al., 2002 citado por Naranjo, 2013).

Se ha reportado que *Spirulina sp.* hace más eficiente la conversión del alimento; *Spirulina sp.* estimula la producción de enzimas que transportan a las grasas por el cuerpo, así el animal puede utilizar la grasa como energía para el crecimiento en lugar de que se acumule y se vuelva ácido (Iwata, 1990).

Por su lado, el alto contenido en proteínas de la *Spirulina*, además de aportar numerosos aminoácidos una estructura muy similar a la yema de huevo, siendo de fácil digestión y metabolización, ayudando en este caso al tratamiento de la desnutrición (Sánchez et al., 2003, citado por Ramírez & Olvera, 2006).

Soriano, (2014) en su estudio de empleo de ésta microalga como aditivo en alimento para Tilapia, cita a Beker, (1982), quien reporta que “la *Spirulina sp.* es un producto totalmente excepcional en los microorganismos, e inclusive, las mejores fuentes de proteínas vegetales no llegan más a la mitad de la misma”.

En acuicultura, en la búsqueda de mejoras para los alimentos empleados tradicionalmente, “pruebas con el nematodo *Panagrellus redivivus*, cultivado en avena con *Spirulina sp.*, presentó un perfil mayor en cuanto a aminoácidos y ácidos grasos que cuando fue cultivado solo en avena. Este organismo también es utilizado como alimento para peces y crustáceos en cautiverio, por lo que su calidad nutritiva puede incrementarse al ser enriquecido con *Spirulina sp.* Y puede ser una opción más económica que los nauplios de *Artemia sp.* para la alimentación de algunos organismos acuáticos en cultivo que requieren de alimento vivo o de origen animal” (De Lara et al., 2007).

#### **2.1.2.4. Biología**

La pared de la célula de *Spirulina sp.* está conformada por cuatro unidades estructurales conocidas como LI, LII, LIII, LIV. La que proporciona mayor rigidez en la estructura de *Spirulina sp.*, es la capa LI, que contiene b-1,2-glucano, un polisacárido no muy digerible por seres humanos. La capa LII aporta algo de rigidez por contener peptidoglicano (Sánchez, *et al.*, 2003, citado por Soriano, 2014, p. 26).

*Spirulina sp.* contiene numerosas inclusiones periféricas típicas y asociadas a los tilacoides. Esos son: gránulos de cianoficina, los cuerpos poliédricos, gránulos de poliglucanos, gránulos de lípidos, gránulos depolifosfatos y metacromatina o volutina. Los gránulos de cianoficina o gránulos de reserva, son importantes debido a su naturaleza química y a una serie de pigmentos, localizados en los tabiques transversales, que podrían participar en la síntesis de la ficocianina. Los cuerpos poliédricos o carboxisomas contienen principalmente la enzima ribulosa 1,5-difosfatocarboxilasa que permite la fijación de CO<sub>2</sub> en organismos fotosintéticos y lleva probablemente a cabo una función de reserva energética en la célula (Tiboni, 1985, citado por Soriano, 2014, p. 27).

Los gránulos de poliglucano o gránulos de glucógeno, son polímeros de glucosa, pequeños, circulares y extensamente difundidos en el espacio intertilacoidal, y por ser producto de su metabolismo fotosintético, contribuyen a la formación de glucoproteína. Los gránulos de lípidos, b-gránulos o gránulos osmofílicos forman el depósito de reserva, constituido por poli-b-hidroxibutirato (PHB), encontrado sólo como reserva en organismos procariotas. (Abbeyes, 1989, citado por Soriano, 2014, p. 27).

### III. MATERIAL Y MÉTODOS

#### 3.1. UBICACIÓN GEOGRÁFICA DEL LUGAR DEL ENSAYO

El proyecto de investigación se realizó en Distrito de Castilla, Provincia de Piura, Departamento de Piura, específicamente, en las instalaciones del Laboratorio de Microalgas, Facultad de Ingeniería Pesquera de la Universidad Nacional de Piura (ver Tabla 3.1. y Figuras 3.1. - 3.2.).

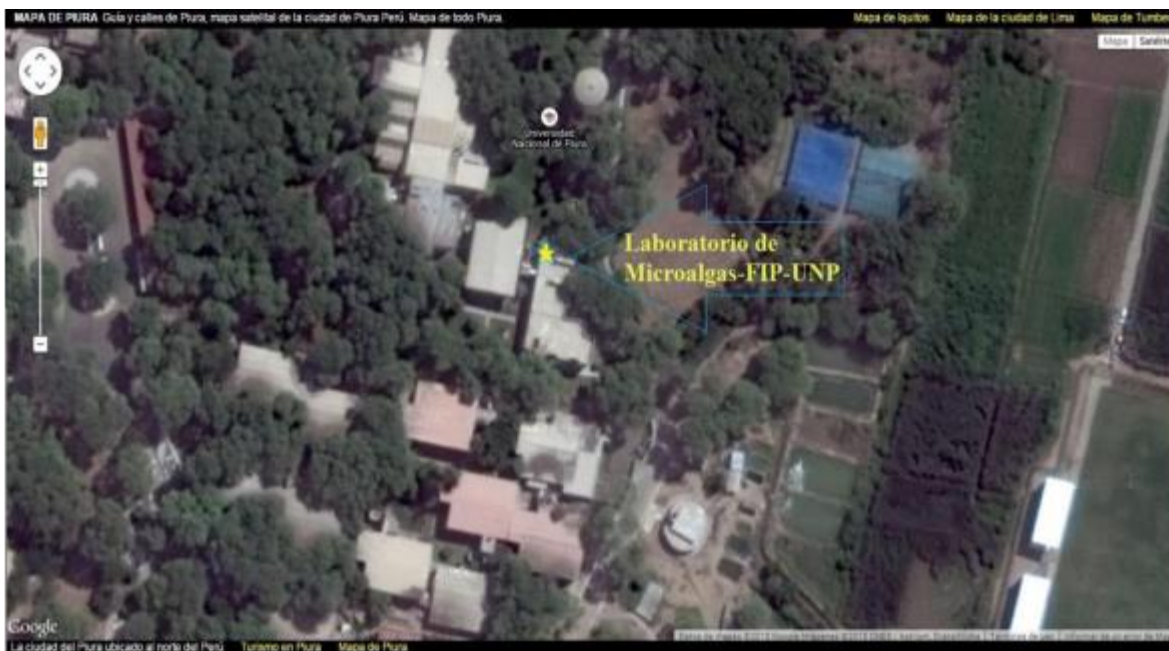
**Tabla 3.1. Ubicación Geográfica de Laboratorio de Microalgas F.I.P. – U.N.P.**

Lugar	Latitud	Longitud
Laboratorio de Microalgas FIP-UNP	5° 10' 45.92" Sur	80° 37' 2.74" Oeste

*Fuente:* Elaboración propia.



**Figura 3.1. Ubicación satelital de Universidad Nacional De Piura, Castilla, Piura (Fuente: Google Earth, 2015)**



**Figura 3.2.** Ubicación satelital del área en estudio en Laboratorio de Microalgas de Facultad de Ingeniería Pesquera – Universidad Nacional De Piura, Castilla, Piura (Fuente: Google Earth, 2015)

### 3.2. IDENTIFICACIÓN Y OPERACIONALIZACIÓN DE VARIABLES

Este ensayo, se basa en referencias de estudios que tenían objetivos similares a éste, y cuyos resultados finales revelan algunas coincidencias y/o diferencias respecto a las proporciones de: proteínas totales, humedad, cenizas, y grasas totales analizadas en la población de *P. redivivus*; coincidencias con los resultados de De Lara, Castro, Castro y Castro (2006), por ejemplo, cuando concluyen que la presencia de *Spirulina* en el medio de cultivo es capaz de acelerar el crecimiento de la población en dos semanas de cultivo.

La variable independiente fue el medio de cultivo empleado en dos tratamientos: Medio de avena no enriquecida, y medio de avena enriquecida con *Spirulina platensis*; y, las variables dependientes: El porcentaje de proteína total, el porcentaje de humedad, grasa, cenizas, del nematodo *Panagrellus redivivus*, que fueron sometidas a análisis estadístico.

A través del análisis estadístico, describimos cada una de las variables utilizando indicadores como la media aritmética y la desviación estándar, presentadas en tablas; tablas, en las que además, se presenta la significancia de la prueba estadística. Y para declarar que hay

diferencias significativas se tiene que tener en cuenta que el valor Sig. (Significación) proporcionado por el programa IMB SPSS 22.0, sea inferior a 0.05; en caso contrario, se concluye que los promedios no difieren significativamente.

### **3.3. MATERIALES E INSTRUMENTOS, EL MODELO TEÓRICO**

#### **3.3.1. Materiales e instrumentos**

Para el buen desarrollo de la investigación se requirió lo siguiente:

##### **3.3.1.1. Materiales**

- Libreta de Notas, Lápiz, Lapiceros, Plumones marcadores, Tijeras, Cutter, Cinta masquetin, 6 pliegos de papel craf.
- 8 Tupper plásticos de 31 x 23 x 12 cm.,
- 8 micas a manera de paletas rectangulares de 2 x 10 cm,
- 1 mt. De Polipima blanca,
- 1 Piseta de 500ml,
- 2 Pipetas 1 ml.,
- 1 Pipeta Pasteur 1 ml,
- 3 Placas Petri 90 x 15 mm,
- Filtros de +/- 0.05, +/-0.03 ml.,
- Guantes quirúrgicos, Tapabocas, Toca, Guardapolvo.

##### **3.3.1.2. Equipos**

- 1 Estereoscopio microscopio con objetivo de 20X,
- 1 Termómetro con una precisión de +/- 0.5 °C,
- 1 Balanza analítica con precisión de +/- 0.5 mg,
- 1 Kit de cintas de papel para medición de pH 0 -14,



- 1 Cámara Fotográfica 6.5 pixeles,
- 1 Memoria USB 8 gbs,
- 1 Computador Toshiba, Windows7, Intel Pentium inside.

#### 3.3.1.3. Insumos

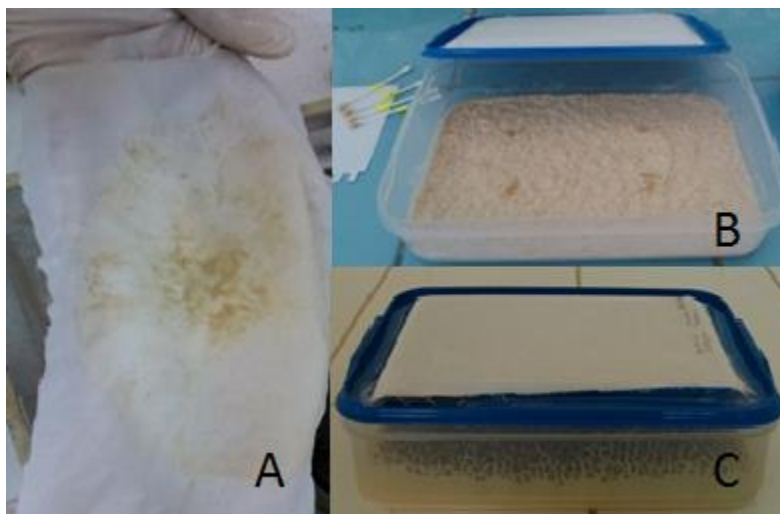
- 5 kg. Avena comercial,
- 0.5 kg. De harina de *Spirulina platensis*,
- 8 lt. Agua comercial purificada,
- 800 ml de Alcohol 96°,
- 100 ml de Lugol,
- 500 gr de Algodón,
- Detergente, lejía (Hipoclorito de sodio al 4%), Esponja para limpieza, Papel higiénico, Paños para aseo.

#### 3.3.1.4. Material Biológico

- Se empleó 63 gr de Microgusanos del Laboratorio de Microalgas de la Facultad de Ingeniería Pesquera, compuesto por: adultos y juveniles.



**Figura 3.3. Equipos empleados, de izquierda a derecha: Balanza analítica 0.00001gr. de precisión, autoclave 75 lb, balanza electrónica 0.1 gr. de precisión, microscopio.**



**Figura 3.4. Preparación de inóculo para desarrollo de ensayo: A. Lavado de microgusanos *Panagrellus redivivus* empleando tela drill como filtro para eliminar impurezas. B. siembra de microgusanos en avena. C. Cultivo de microgusano al día cinco.**

### **3.3.2. Metodología general**

Se realizó el cultivo de “Microgusano” *Panagrellus redivivus* (Goodey, 1945), por dos semanas sometido a dos tratamientos:

A: Medio de avena comercial, y

B: Medio de avena comercial, enriquecida con la harina de la microalga *Spirulina platensis*.

Cada tratamiento se llevó a cabo con cuatro repeticiones las que se sometieron a los mismos procedimientos de evaluación basada en la investigación de De Lara et al. (2007).



**Figura 3.5. Desinfección y esterilización con rayos UV del ambiente aislado donde se desarrollaron los cultivos de microgusano *Panagrellus redivivus*, en sus dos tratamientos.**

Antes de la siembra, con 36 horas de anticipación, se preparó el ambiente donde se desarrollaría el cultivo, limpiando y esterilizando el ambiente. Luego, por 18 horas, se expuso el ambiente a luz UV con una lámpara fluorescente esterilizadora de 20 watts (ver Fig. 3.5).

Los ingredientes que se emplearon para preparar el medio de cultivo fueron: hojuelas de avena comercial; *Spirulina platensis* en polvo y agua purificada (Aquarium, 2012; Guerrero, 2012). Cabe mencionar que todos los materiales e instrumentos empleados fueron sometidos a limpieza y desinfección, empleando cloro al 2 %. Los insumos empleados también fueron esterilizados con vapor a presión, ello se realizó en autoclave con temperatura de 121° a una presión de 15 lb. Por 15 minutos. Se decidió emplear esta metodología para esterilizar, ya que se realizó una siembra previa, la cual no llegó al desarrollo de las colonias de microgusano sembradas, a causa de la proliferación de hongos y levaduras que a partir del día dos se desarrollaron rápidamente, ganando por competencia a los nematodos en cuestión y cubriendo el 100% de la superficie del medio de cultivo; donde finalmente, el día cuatro, los microgusanos fueron desplazados casi en su totalidad (ver Anexos 22, 23 y 24).

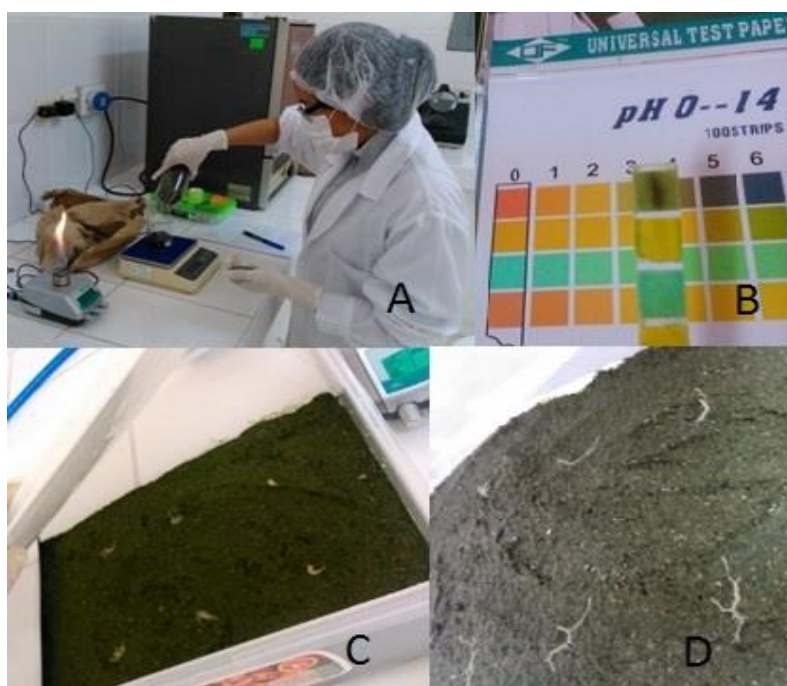
Se siguió los siguientes pasos:

a) Se preparó el medio de cultivo para cada tratamiento, que consistía en: mezclar 300 gr. de avena en 450 ml. de agua purificada, por 3-5 minutos. Por revisión

bibliográfica se tomó la relación de avena – agua en 1:1.5. Se adicionó y mezcló 20 gr. de *Spirulina platensis* por cada 100 gr. de avena empleada, esto en la preparación del medio de cultivo para el tratamiento dos (se agregó *Spirulina platensis* a la avena seca). No se consideró adicionar más agua a la mezcla (ver Fig. 3.6).

b) Se tomó una muestra aproximada de 50 gr. de los dos medios que se emplearon para el cultivo y se sometieron a evaluación de Porcentaje total de proteínas (revisar anexos). Listos los medios de cultivo se vertió la masa del medio preparado con avena y avena enriquecida en los fondos de los recipientes ya preparados y esterilizados, formando un colchón con espesor menor de 1 cm (ver Fig. 3.6).

c) Se recolectó, de un cultivo preparado con avena, 63 ml. de microgusano para ser enviados a laboratorio e inocular de 0.2 - 0.3 gr. por punto de siembra en cada recipiente (seis puntos que fueron dispuestos de forma ordenada sobre la superficie de la masa, como se observa en la Figuras 3.6 y 3.9).

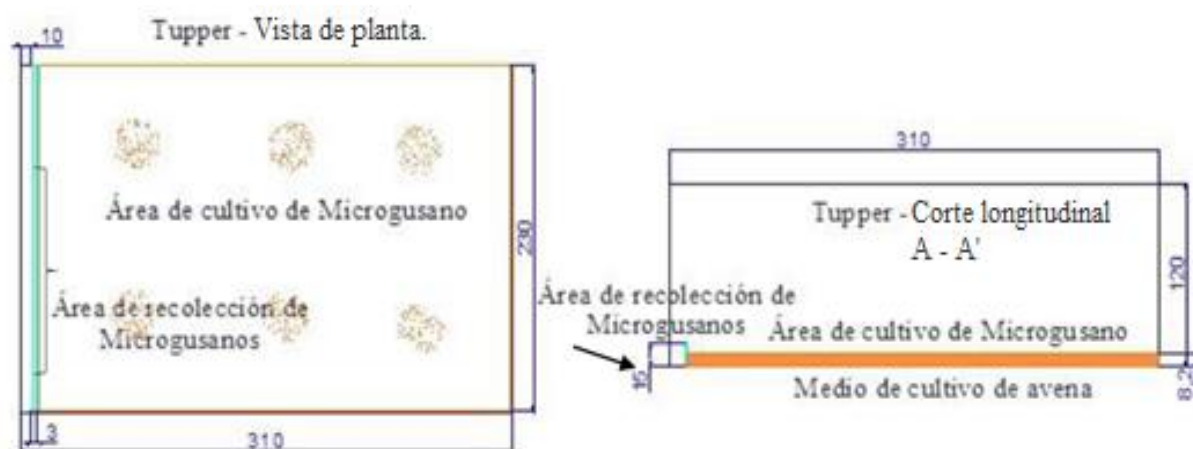


**Figura 3.6. A. Toma de peso de insumos; B. Medición de pH de los medios de cultivo antes de la siembra; C y D. desplazamiento de colonias de nematodos sembradas.**

d) Desde de la siembra y durante diez días se tomó registro de las características del cultivo, su desarrollo, pH y temperatura tomando referencia de Guerrero (2012), hasta llegar al día diez (día de cosecha). El desarrollo del cultivo se determinó bajo la observación de los seis puntos en los que se hizo la siembra; éstos indicaban que el cultivo se desarrollaba adecuadamente en la superficie de los medios empleados. El tiempo y desarrollo de los cultivos se evaluó por observación directa del estado de los individuos a través de microscopio.

### 3.3.3.Preparación del cultivo

Para el cultivo se utilizaron ocho recipientes plásticos de 31 x 23 x 12 cm (ver Fig. 3.7 y 3.8). Para evitar que las esporas de hongos proliferen en los medios de cultivo, los recipientes se esterilizaron con agua hirviente luego de ser lavadas con agua clorada al 2 %. Las tapas se les hicieron diez agujeros de 1 cm de diámetro; y para evitar el ingreso de insectos u otro agente contaminante estos agujeros se cubrieron con un paño de polipima color blanco.



**Figura 3.7. Vistas de planta y corte longitudinal de la unidad de siembra y cosecha. Medidas tomadas en milímetros.**



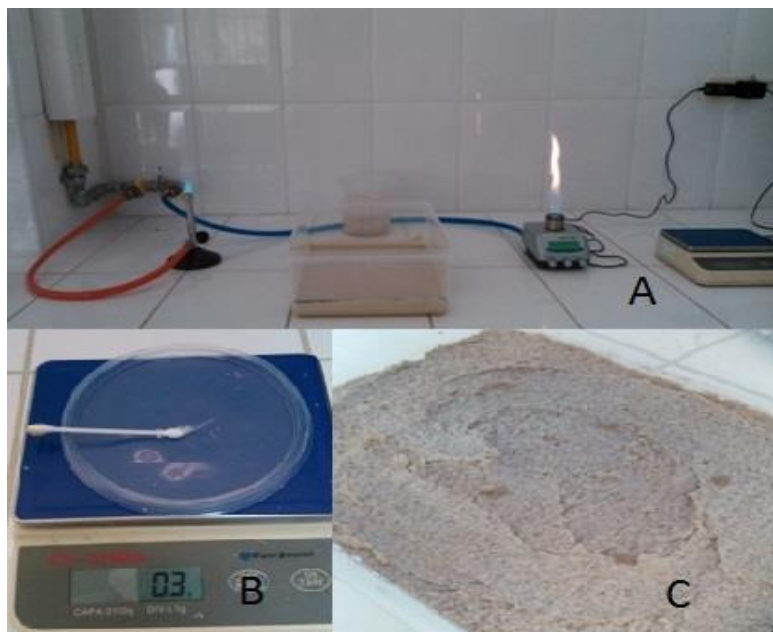
**Figura 3.8.** Preparación de los tupper que alojaron los cultivos de microgusano *Panagrellus redivivus*, en sus dos tratamientos.

La asignación de inóculo de microgusano fue completamente al azar. Los individuos se sembraron en seis puntos de la superficie del medio de cultivo. El cultivo se mantuvo, durante dos semanas, a temperatura ambiente (revisar anexos).

Se midió la salinidad y pH de *Spirulina platensis* en cuatro muestras de 0.5 gr diluida en 10 ml de agua destilada (ver Figura 3.10), y se obtuvo un promedio de éstas (ver en anexos).

Se envió muestras de los dos medios de cultivo empleados y una muestra de los microgusanos sembrados para sus respectivos análisis proximales en el Laboratorio de Procesos de Alimentos de la F.I.P. – U.N.P (ver informes en resultados).





**Figura 3.9. A y C. Siembra de nematodos en seis puntos (colonias), de la superficie del medio de cultivo. Aquí se manejó un ambiente aséptico; B. Toma de peso del hisopo que transporta nematodos.**



**Figura 3.10. Medición de salinidad y pH de microalga *Spirulina platensis*, empleada para enriquecer el medio de cultivo del nematodo *Panagrellus redivivus*.**

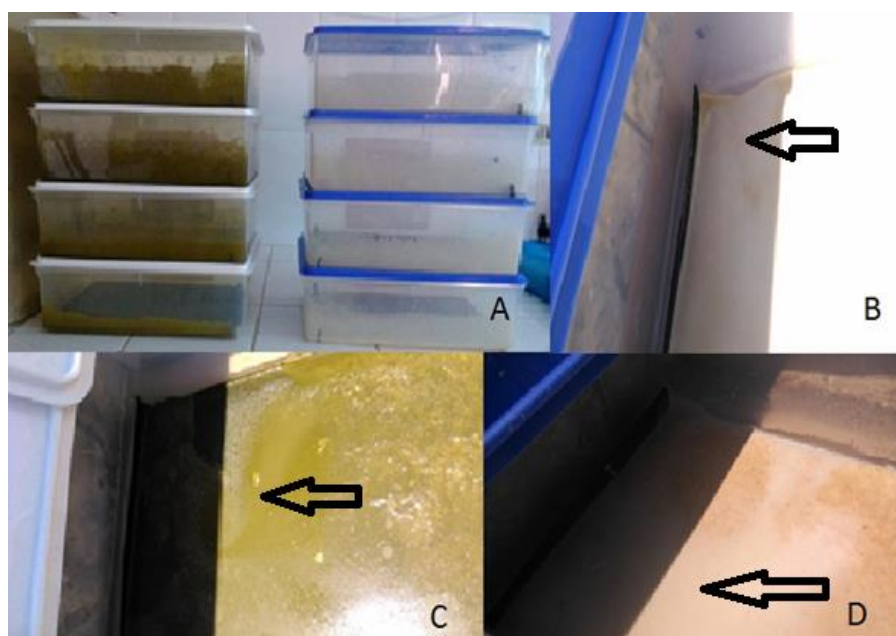
### **3.3.4. Cosecha**

Se tuvo en observación el cultivo hasta alcanzar la fase invasiva: “Cuando los individuos se encuentren en las paredes de los recipientes que los contienen, los microgusanos han alcanzado la fase invasiva” (Referencia obtenida del Asesor: Ing. Edgar Vega, Docente de F.I.P. – U.N.P.). Más adelante, se procedió a cubrir con papel el ambiente donde se guardaban los recipientes con microgusanos (ver Figura 3.11), para acostumbrar a los nematodos a poca luz y así facilitar la cosecha empleando la luz natural (ver Figuras 3.12 y 3.13).



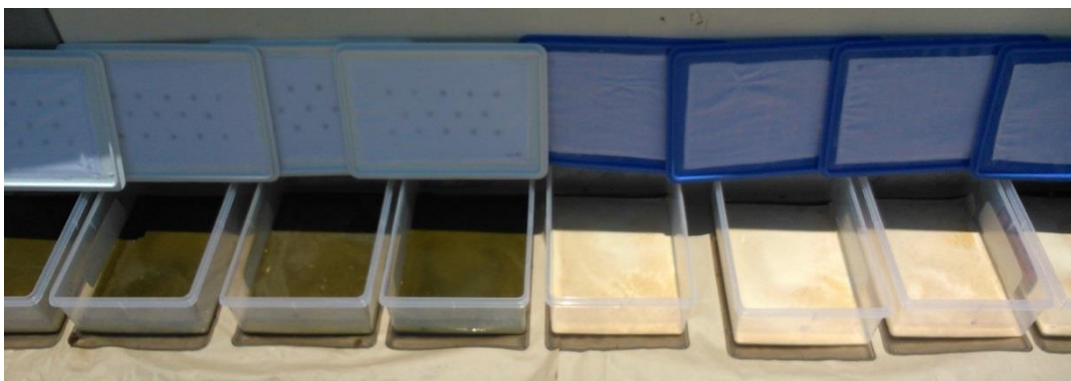
**Figura 3.11.** Al sexto día de cultivo, se cubrió con papel las paredes del ambiente aislado, antes de la cosecha.

El tiempo límite que se consideró fue ocho días transcurridos desde la siembra; en este plazo se planteó obtener la mayor biomasa posible para garantizar la efectividad de las pruebas para determinar el contenido de proteínas. Luego de la cosecha se tomó el peso de la población obtenida.



**Figura 3.12.** Cosecha de microgusano *Panagrellus redivivus*, empleando luz natural. Los nematodos se dirigen hacia la sombra (B, C y D), continúan hasta el área de cosecha donde son recolectados con pequeñas espátulas.





**Figura 3.13. Cosecha de microgusano *Panagrellus redivivus*, empleando luz natural. Los nematodos se dirigen hacia la sombra, donde se ubica el área de cosecha.**

### **3.3.5. Técnicas de muestreo, unidad de análisis, población y selección de muestras en enfoques cuantitativos y/o cualitativos**

#### **3.3.5.1. De la obtención de caldo de cultivo de microgusanos**

Como ya se ha mencionado los individuos provenían de un cultivo del Laboratorio de Microalgas de la F.I.P. - U.N.P. De un cultivo de nematodos, y con una paleta fabricada con mica, se recolectó la mayor cantidad de individuos. Se pesó un hisopo con 0.2 a 0.3 gr. de microgusanos para cada colonia, y se sembraron en seis puntos diferentes de cada recipiente.

#### **3.3.5.2. De los Muestreos**

Los muestreos fueron diarios y a la misma hora (10:00 am) en los que se tomó la temperatura del ambiente; se midió el pH en la superficie del cultivo (ver figuras 3.15 y anexos); se observó color, olor, apariencia del cultivo.



**Figura 3.14.** Recipientes de cultivo de microgusano *Panagrellus redivivus*, en sus dos tratamientos dentro del ambiente aislado. Distribución totalmente al azar.

Para verificar el estado de los individuos se tomó una muestra con pipeta Pasteur en tres puntos al azar en la superficie del cultivo, la muestra adquirida fue diluida en 1 ml. De agua y fijada en lugol para ser observada a través de Microscopio con objetivos de 10X/ 0.25  $\infty$  y 40X/0.65  $\infty$  (Anexo 29).



**Figura 3.15.** Control de temperatura del ambiente de cultivo de microgusano *Panagrellus redivivus*.

#### **3.3.4.3. Del Procedimiento de cosecha**

Al finalizar el cultivo, se recolectaron los nematodos mediante la siguiente técnica:

Recolección de microgusanos empleando una lámina como paleta y, luz natural aplicada sobre la superficie del cultivo para guiar a los microgusanos a lo

largo de la superficie a través de la sombra. Esta técnica es factible, considerando la característica de Fototropismo negativo del organismo en cuestión; y tomando en cuenta que se pretendía obtener una población libre de partículas del medio de cultivo, esta técnica es la más recomendable (ver figuras 3.12 y 3.13). Los nematodos que no se pudieron cosechar empleando luz, fueron recolectados de las paredes de los recipientes (Fig. 3.18 y anexos).



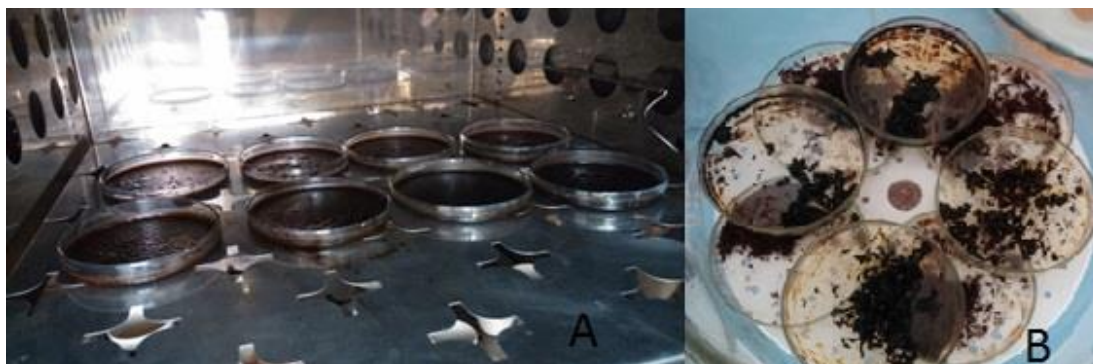
**Figura 3.18. A la izquierda, los nematodos también se recolectaron en las paredes de los recipientes para alcanzar una muestra más representativa. A la derecha, pasado diez días de cultivo la superficie del medio de cultivo se cubre por una capa de levadura; la población de microgusanos va en descenso.**

Como se observa en la Figura 3.8, la unidad de siembra tuvo una división que aislaba un área de 1cm. X 23 cm. a través de una lámina plástica de 1.5 c.m de altura puesta desde la base del recipiente. Esta área aislada es la que acogió a los microgusanos durante su exposición a la luz el día de la cosecha.

Se tomó los pesos de las poblaciones extraídas de cada recipiente (tupper), las que se registraron en cuadros de datos (ver resultados).

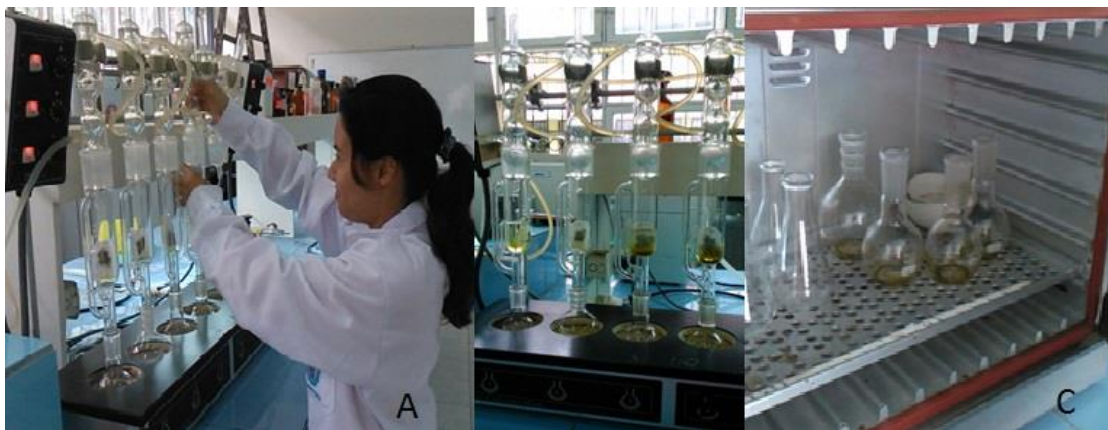


**Figura 3.19. Recepción y pesado de muestras en Laboratorio de análisis químicos de FIP - UNP.**



**Figura 3.20. En A, las muestras en la estufa, y en B, las muestras listas para determinar humedad.**

La biomasa obtenida se secó en una estufa con temperatura constante ( $40^{\circ}\text{C}$ ) durante 24 horas (De Lara, Castro, Castro, & Castro, 2007). Se esperaba obtener de cada recipiente, un máximo de 50 gr. de nematodos para realizar la determinación de proteínas totales a través de Método Kjeldahl (Figuras 3.20, 3.21 y 3.22).



**Figura 3.21.** En A, y B, el proceso de desgrasado para determinar porcentaje de grasa. En C, los balones con grasas extraídas.



**Figura 3.22.** Procedimiento de digestión en concentración de ácido sulfúrico para determinación de proteínas totales a través de Método Kjeldahl. A la derecha, el resultado es una solución de Sulfato de amonio.



## IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 4.1. RESULTADOS

Producto del ensayo realizado, se obtuvieron los resultados que se presentan a continuación en apartados, teniendo en cuenta los objetivos de la investigación.

**Tabla 4.1. Resultados de análisis químicos realizados a los medios de cultivo (avena y avena enriquecida), y microgusanos empleados al inicio del ensayo: Porcentaje de humedad, Porcentaje de cenizas, Porcentaje de grasas, Porcentaje de proteínas totales.**

TIPO DE MUESTRA	PESO DE LA MUESTRA	% DE MATERIA SECA	% DE HUMEDAD TOTAL	% DE CENIZA	% DE GRASA	% DE PROTEÍNA
<b>AVENA</b>	33.90	38.36	61.64	1.09	8.17	15.85
<b>AVENA ENRIQUECIDA CON <i>Spirulina platensis</i>.</b>	10.21	41.03	58.97	2.88	6.74	20.67
<b>MICROGUSANO CULTIVADO EN AVENA</b>	10.00	22.09	77.91	6.80	21.70	53.26

*Fuente:* Elaboración propia.

**Tabla 4.2. Resumen de resultados de análisis químicos realizados a las poblaciones de microgusanos cosechadas del tratamiento de cultivo en avena sola: Porcentaje de humedad, Porcentaje de cenizas, Porcentaje de grasas, Porcentaje de proteínas totales.**

MUESTRA	PESO DE LA MUESTRA	% DE MATERIA SECA	% DE HUMEDAD TOTAL	% DE CENIZA	% DE GRASA	% DE PROTEÍNA
<b>T1<sub>1</sub></b>	12.36	24.70	75.30	4.70	18.07	46.63
<b>T1<sub>2</sub></b>	11.74	25.79	74.21	4.76	15.41	39.90
<b>T1<sub>3</sub></b>	11.84	24.91	75.09	4.78	16.88	43.12
<b>T1<sub>4</sub></b>	11.29	31.18	68.82	4.93	17.36	52.75
<b>PROMEDIO</b>	<b>11.81</b>	<b>26.64</b>	<b>73.36</b>	<b>4.79</b>	<b>16.93</b>	<b>45.60</b>

*Fuente:* Elaboración propia.

**Tabla 4.3. Resumen de resultados de análisis químicos realizados a las poblaciones de microgusanos cosechadas del tratamiento enriquecido con *Spirulina platensis*: Porcentaje de humedad, Porcentaje de cenizas, Porcentaje de grasas, Porcentaje de proteínas totales.**

MUESTRA	PESO DE LA MUESTRA	% DE MATERIA SECA	% DE HUMEDAD TOTAL	% DE CENIZA	% DE GRASA	% DE PROTEÍNA
T2 <sub>1</sub>	13.58	22.35	77.65	6.52	11.78	45.95
T2 <sub>2</sub>	15.62	27.12	72.88	6.10	7.68	41.83
T2 <sub>3</sub>	14.07	25.96	74.04	4.95	9.74	39.75
T2 <sub>4</sub>	19.80	26.77	73.23	4.49	5.81	35.37
<b>PROMEDIO</b>	<b>15.77</b>	<b>25.55</b>	<b>74.45</b>	<b>5.51</b>	<b>8.75</b>	<b>40.72</b>

*Fuente:* Elaboración propia.

**Tabla 4.4. Resultados y promedios de ensayos químicos realizados: Porcentaje de humedad, Porcentaje de cenizas, Porcentaje de grasas, y Porcentaje de proteínas totales.**

TIPO DE MUESTRA	PESO DE LA MUESTRA	% DE MATERIA SECA	% DE HUMEDAD TOTAL	% DE CENIZA	% DE GRASA	% DE PROTEÍNA
MICROGUSANO CULTIVADO EN AVENA <sup>1</sup>	10.00 <sup>b</sup>	22.09	77.91	6.80	21.70	53.26
MICROGUSANO CULTIVADO EN AVENA (PROMEDIO) <sup>2</sup>	11.81 <sup>bb</sup>	26.64	73.36	4.79	16.93	45.60
MICROGUSANO CULTIVADO EN AVENA ENRIQUECIDA CON <i>Spirulina platensis</i> (PROMEDIO) <sup>3</sup>	15.77 <sup>bbb</sup>	25.55	74.45	5.51	8.75	40.72

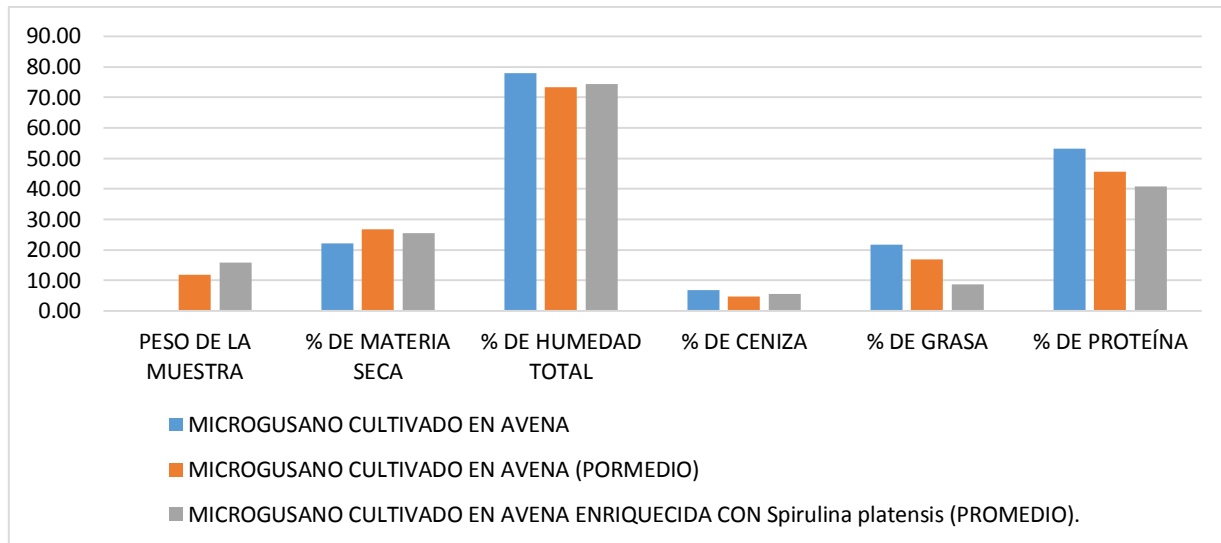
<sup>1</sup> Los resultados se obtuvieron de una muestra de nematodos cultivados para emplearse como inóculo.

<sup>2</sup> y <sup>3</sup> Los resultados se obtuvieron del promedio de las repeticiones de los dos tratamientos empleados.

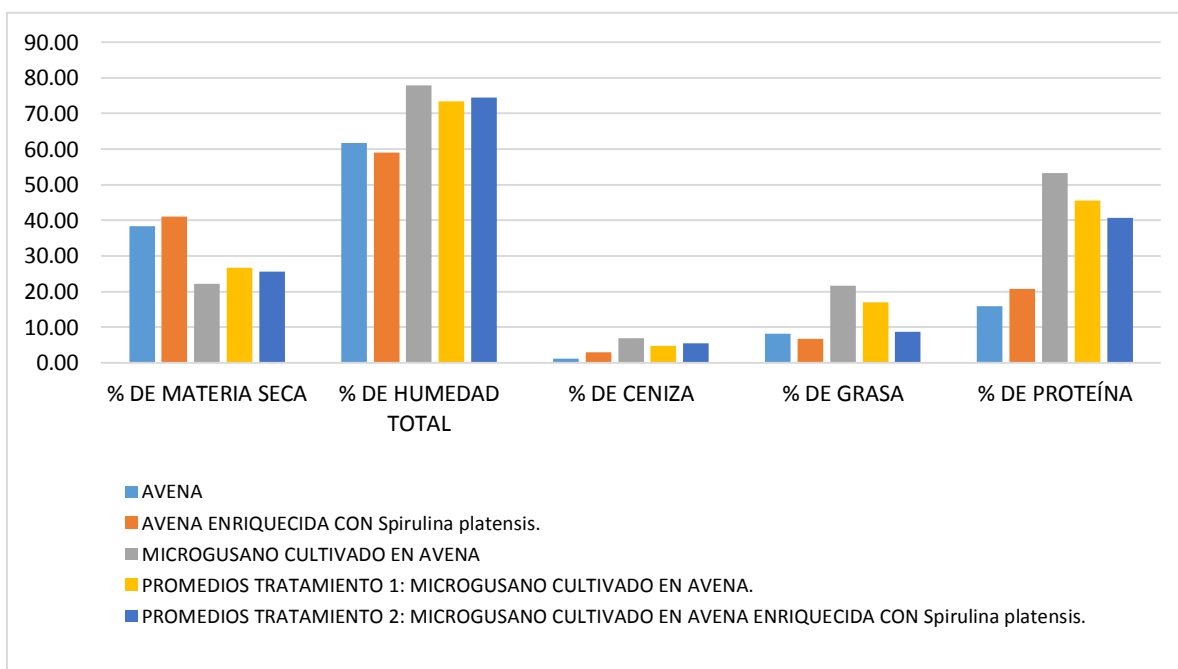
<sup>b</sup> El peso de la muestra no se debe tomar en cuenta en el gráfico de comparaciones ya que se trata de una parte del peso real obtenido.

<sup>bb</sup> y <sup>bbb</sup> Sí son comparables ya que se trata del promedio de los pesos de la biomasa obtenida en cada tratamiento empleado.

*Fuente:* Elaboración propia.

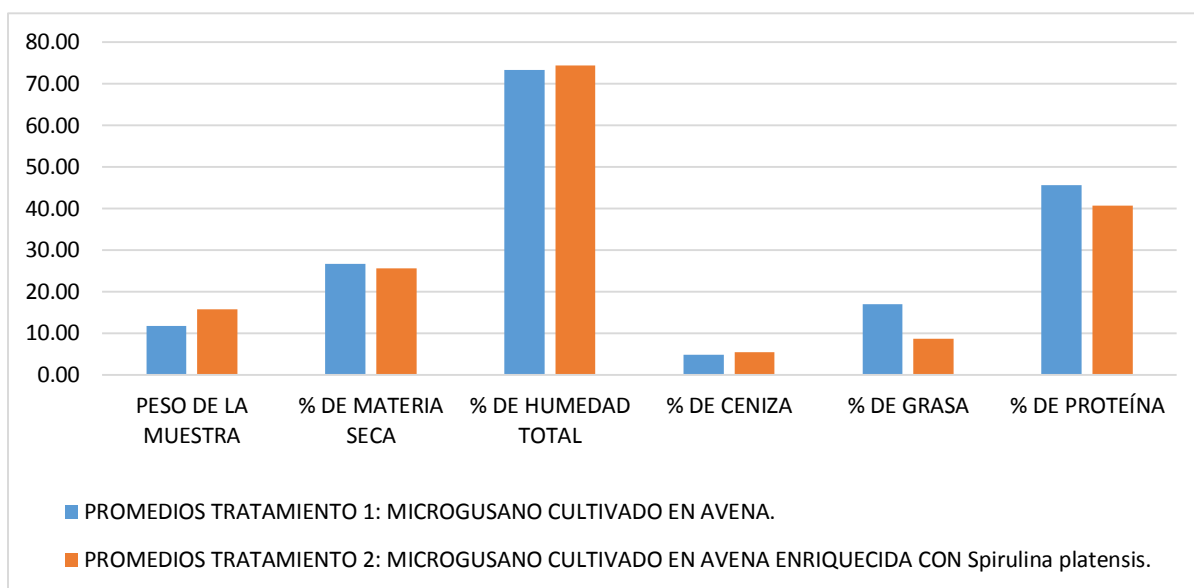


**Figura 4.1. Comparación entre resultados y promedios obtenidos de los ensayos químicos realizados: Porcentaje de humedad, Porcentaje de cenizas, Porcentaje de grasas, y Porcentaje de proteínas totales. Referencia: Tabla 4.4.**



**Figura 4.2. Comparación entre resultados de los análisis de los medios de cultivo, nematodo empleado inicialmente, y promedios de resultados de análisis químicos de los nematodos en sus dos tratamientos. Referencia: Tablas 4.1 y 4.4.**





**Figura 4.3. Comparación entre promedios obtenidos de los análisis químicos realizados a los dos tratamientos empleados. Referencia: Tabla 4.4.**

**Tabla 4.5. Diferencia porcentual entre los promedios de resultados obtenidos de la cosecha de los Tratamientos con avena (tratamiento 1) y con avena enriquecida con *Spirulina platensis* (tratamiento 2).**

Tipo de muestra	Peso (gr)	% Materia seca	% Humedad total	% Cenizas	% Grasas	% Total de proteínas
Promedios Tratamiento 1 (M1).	11.81	26.64	73.36	4.79	16.93	45.60
Promedios Tratamiento 2 (M2).	15.77	25.55	74.45	5.51	8.75	40.72
Diferencia entre M2 Y M1	3.96	-1.09	1.09	0.72	-8.18	-4.88
Diferencia porcentual respecto a M1	33.54	-4.10	1.49	15.04	-48.30	-10.69
Diferencia porcentual respecto a M2	25.11	-4.28	1.47	13.08	-93.41	-11.98

*Fuente:* Elaboración propia.

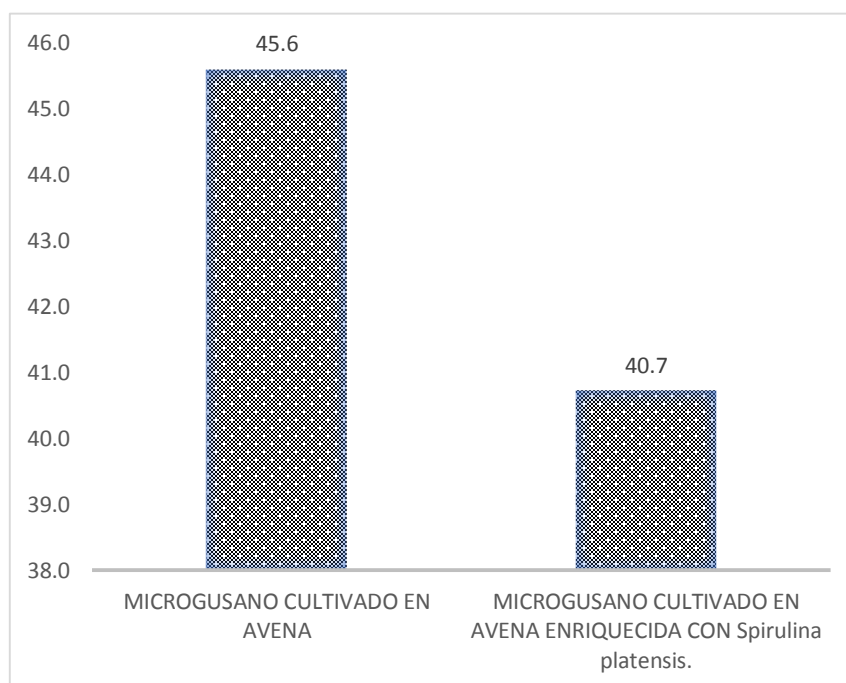
#### 4.1.1. Comparación del porcentaje de proteínas de los microgusanos cultivados en avena sola y avena enriquecida con *Spirulina platensis*

**Tabla 4.6. Comparación del porcentaje de proteínas de los microgusanos cultivados en avena sola y avena enriquecida con *Spirulina platensis***

Tratamiento	N	Media	Desviación típica	Sig.
MICROGUSANO CULTIVADO EN AVENA	4	45,6	5,50	0.216
MICROGUSANO CULTIVADO EN AVENA ENRIQUECIDA CON <i>Spirulina platensis</i> .	4	40,7	4,40	

*Fuente:* Datos de laboratorio.

Los resultados en la Tabla 4.6, indican que el porcentaje de proteínas, 45.6, es ligeramente más alto en el medio cultivado en avena, sin enriquecer, en comparación al obtenido con avena enriquecida con *Spirulina platensis*, que es de 40.7%; no obstante la prueba indica que **las diferencias no son estadísticamente significativas (Sig.>0.05)**.



**Figura 4.4. Comparación del porcentaje de proteínas obtenidas de los microgusanos de los dos tratamientos empleados: Avena y avena enriquecida con *Spirulina platensis*.**

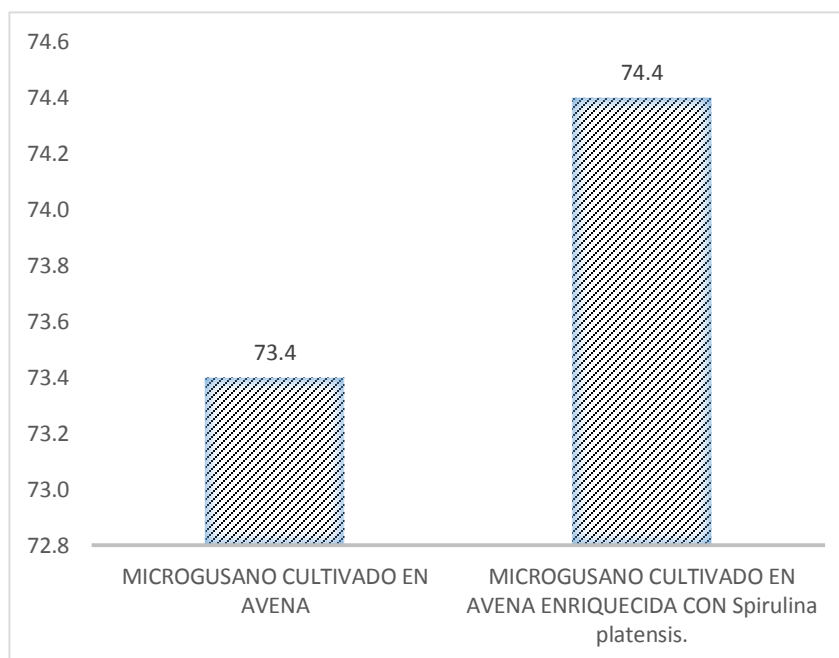
#### 4.1.2. Comparación del porcentaje de humedad de los microgusanos cultivados en avena sola y avena enriquecida con *Spirulina platensis*

**Tabla 4.7. Comparación del porcentaje de humedad de los microgusanos cultivados en avena sola y avena enriquecida con *Spirulina platensis***

Tratamiento	N	Media	Desviación típica	Sig.
MICROGUSANO CULTIVADO EN AVENA	4	73,4	3,06	0.582
MICROGUSANO CULTIVADO EN AVENA ENRIQUECIDA CON <i>Spirulina platensis</i> .	4	74,4	2,19	

*Fuente:* Datos de laboratorio.

El estudio muestra que el porcentaje de humedad de los microgusanos cultivados en avena es de 73.4%, cifra ligeramente inferior a la obtenida en los microgusanos cultivados en avena enriquecida con *Spirulina platensis*, cuya cifra es de 74.4% (ver Tabla 4.7).



**Figura 4.5. Comparación del porcentaje de humedad de los microgusanos cultivados en los dos tratamientos empleados: Avena y avena enriquecida con *Spirulina platensis*.**

#### 4.1.3. Comparación del porcentaje de grasas de los microgusanos cultivados en avena sola y avena enriquecida con *Spirulina platensis*

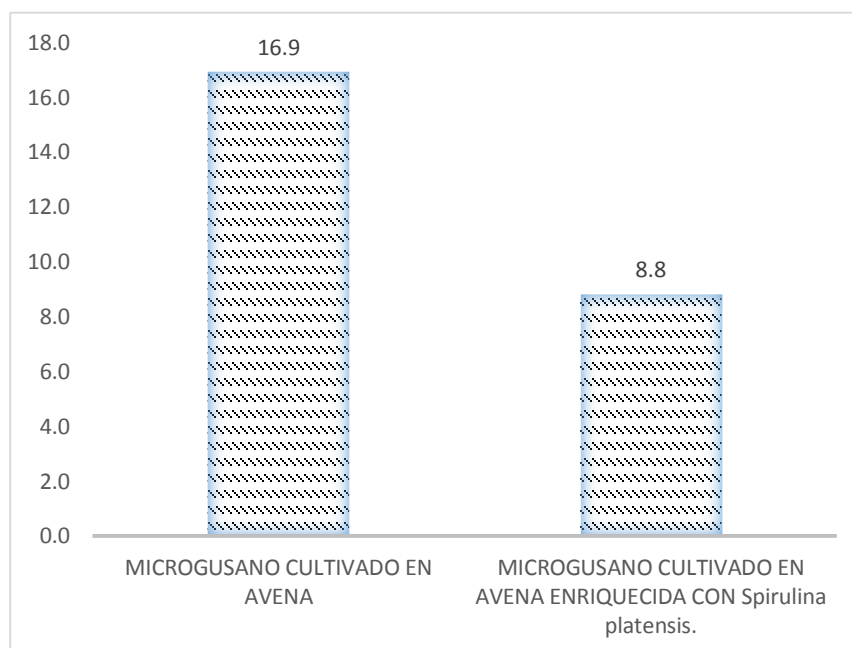
**Tabla 4.8.** Comparación del porcentaje de grasas de los microgusanos cultivados en avena sola y avena enriquecida con *Spirulina platensis*

Tratamiento	N	Media	Desviación típica	Sig.
MICROGUSANO CULTIVADO EN AVENA	4	16,9	1,13	0.001 <sup>a</sup>
MICROGUSANO CULTIVADO EN AVENA ENRIQUECIDA CON <i>Spirulina platensis</i> .	4	8,8	2,58	

a: Prueba altamente significativa.

Fuente: Datos de laboratorio

Los resultados del estudio indican que el contenido de grasas de los microorganismos cultivados en avena sin enriquecer es de 16.9%, cifra significativamente más alta (Sig.<0.05) que la obtenida en los microgusanos cultivados en avena enriquecida con *Spirulina platensis*, que fue de 8.8% (Tabla 4.8).



**Figura 4.6.** Comparación del porcentaje de grasas de los microgusanos cultivados en los dos tratamientos empleados: Avena y avena enriquecida con *Spirulina platensis*.

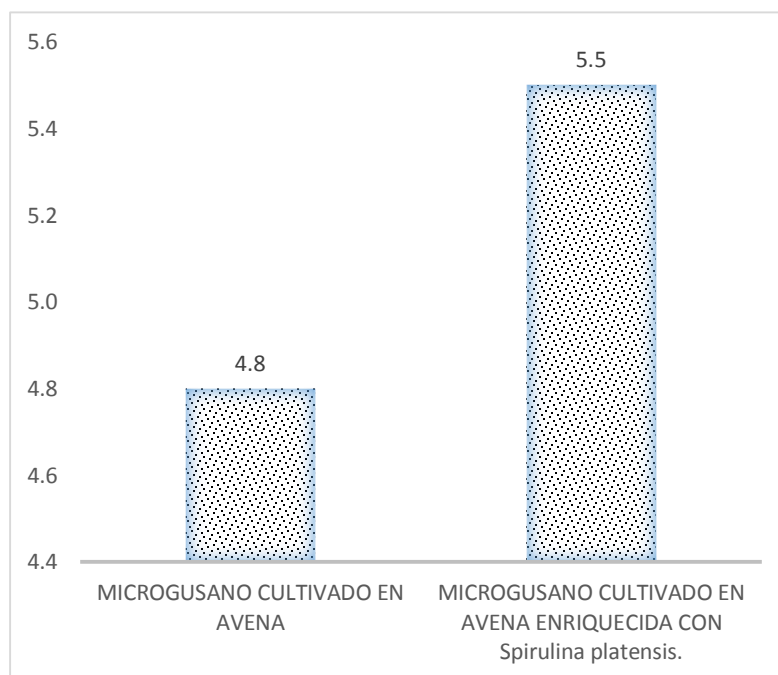
#### 4.1.4. Comparación del porcentaje de cenizas de los microgusanos cultivados en avena sola y avena enriquecida con *Spirulina platensis*

**Tabla 4.9.** Comparación del porcentaje de cenizas de los microgusanos cultivados en avena sola y avena enriquecida con *Spirulina platensis*

Tratamiento	N	Media	Desviación típica	Sig.
MICROGUSANO CULTIVADO EN AVENA	4	4,8	1,00	0.182
MICROGUSANO CULTIVADO EN AVENA ENRIQUECIDA CON <i>Spirulina platensis</i> .	4	5,5	0,95	

*Fuente:* Datos de laboratorio

El estudio indica que el contenido de ceniza en el microgusano cultivado en avena enriquecida con *Spirulina platensis*, 5.5%, es ligeramente más alto que el logrado en el microgusano cultivado en avena sin enriquecer, que fue de 4.8% (Tabla 4.9).



**Figura 4.7.** Comparación del porcentaje de cenizas de los microgusanos cultivados en los dos tratamientos empleados: Avena y avena enriquecida con *Spirulina platensis*.

#### 4.1.5. Parámetros: temperatura y pH registrados durante el ensayo

De los análisis de los parámetros medios ambientales, éstos fueron los resultados:

Se midió la salinidad y pH de la harina de *Spirulina platensis*, empleada para enriquecer el medio de cultivo, obteniendo 10 ‰ de salinidad y un pH de 5.51 en una temperatura de 26.13 °C, en promedio (Tabla 4.10).

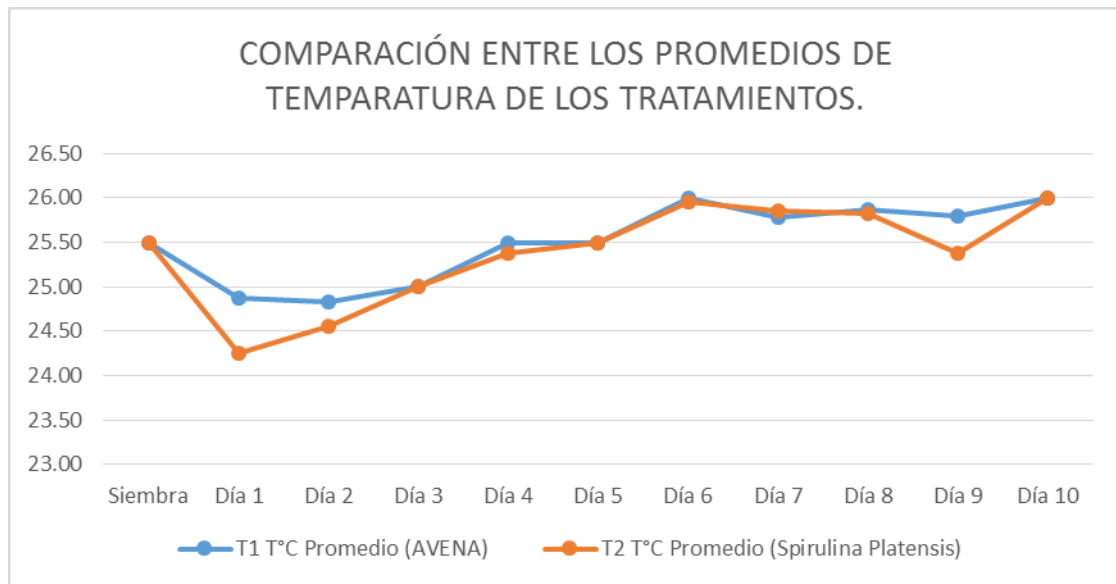
**Tabla 4.10. Registro de salinidad y pH de *Spirulina platensis* seca, empleada para enriquecer el medio de cultivo.**

Muestra	Agua destilada			<i>Spirulina platensis</i> (solución con agua destilada)		
	T °C	Salinidad (‰)	pH	T °C	Salinidad (‰)	pH
A	27.70 <sup>i</sup>	0.00	7.08 <sup>ii</sup>	26.30	10.00	5.52
B	26.50	0.00	6.06	26.50	10.00	5.45
C	26.50	0.00	6.09	25.90	10.00	5.57
D	26.10	0.00	6.00	25.80	10.00	5.51
Promedio	26.37	0.00	6.05	26.13	10.00	5.51

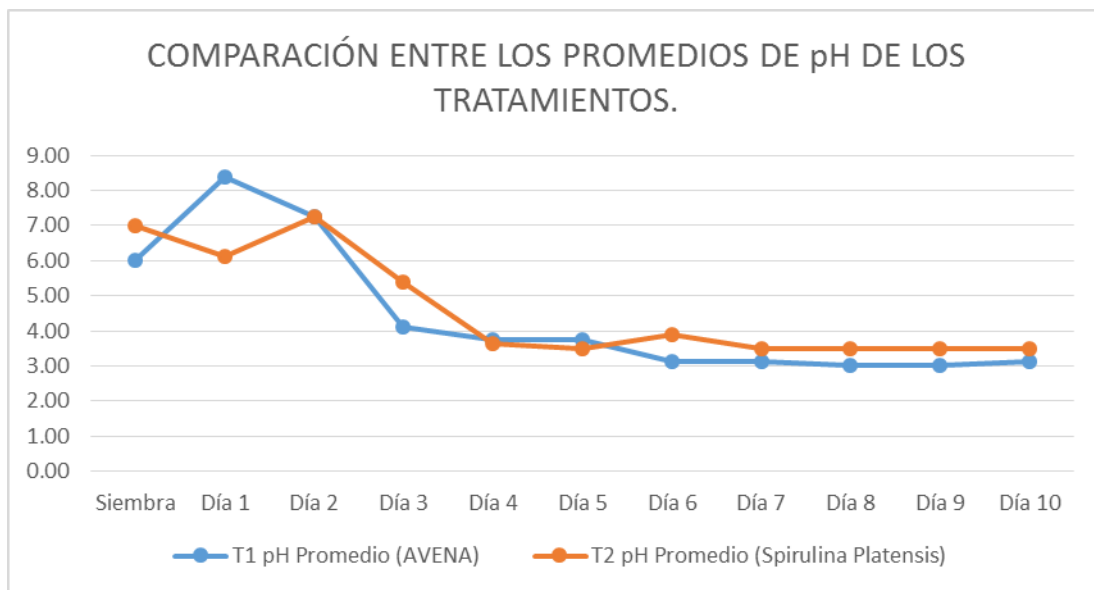
i – ii: Datos descartados del promedio.

Fuente: Elaboración propia.

En el muestreo diario de los medios de cultivo, se registró los parámetros que se muestra en tablas (ver anexos 6, 8, 10 y 12), y de los cuales se obtuvo los promedios de temperatura (Anexo 14) que se muestran en la figura 4.8 y los promedios de pH que se plasman en la figura 4.9.



**Figura 4.8. Comparación de promedios de datos diarios de temperatura ambiente tomadas durante los muestreos de los cultivos de avena y avena enriquecida.**



**Figura 4.9. Comparación de promedios de datos diarios de pH tomados durante los muestreos de los cultivos de avena y avena enriquecida.**

Como se observa en la Figura 4.8, hubo un registro de temperaturas dentro del rango de desarrollo favorable para el microgusano *Panagrellus redivivus*, pero no ayudó a preservar por mucho tiempo el medio de cultivo. Por otro lado, el registro de pH no mostró grandes diferencias entre los dos tratamientos, pero se

aprecia que el medio de cultivo del tratamiento T2 es menos ácido que el tratamiento T1. Los medios de cultivo se hicieron más ácidos a partir del día 4, luego el pH es casi constante en ambos tratamientos (Figura 4.9).

#### **4.1.6. Resultados del empleo de Técnica de cosecha guiada empleando luz natural**

Hay una respuesta inmediata de los microgusanos ante la luz solar (fototropismo negativo: buscan la sombra), lo que provoca el desplazamiento en masa de los individuos en cuestión. La migración tarda de 30 a 60 minutos en un recorrido de 30 cm de longitud, hasta un área se sombra donde pueden ser recolectados con mayor facilidad.



## 4.2. DISCUSIÓN

En nuestro ensayo, no se halló una diferencia significativa en los análisis estadísticos respecto al porcentaje de proteína total en los microgusanos de los dos tratamientos (ver Tabla 4.6 y Fig. 4.4); también es el caso de De Lara et al. (2007) quien, en un trabajo similar, reporta que “del análisis estadístico realizado a los datos con los aminoácidos, no se observaron diferencias significativas entre los valores de ambos medios”. Por tanto, se ha rechazado la hipótesis plateada y se ha aceptado la hipótesis que dice que “no se incrementa el porcentaje de contenido de proteínas totales”; al respecto se tiene que: la diferencia estadística altamente significativa en el contenido de grasas, obtenida entre los dos tratamientos, que puntualiza que los microgusanos alimentados con la *Spirulina platensis* tienen un contenido más bajo de grasas (8.8 %) nos permite afirmar que estos microgusanos utilizados como alimento para post larvas en acuicultura, son más óptimos, no como alimento complementarios sino como sustitutorios; que los microgusanos alimentados sólo con avena, con un contenido más alto de grasas ( 16.9 %) , debido a que uno de las desventajas de los microgusanos cuando son utilizados como alimento para las post larvas en Acuicultura es el alto contenido en grasas como lo afirma Luna (2009) cuando dice que “por su alto contenido de grasas (lípidos) es considerado por muchos autores como alimento **complementario**, no sustitutorio de rotíferos o artemia”. Claramente se evidencia la diferencia significativa respecto al porcentaje de grasas totales, debido a las propiedades de la microalga empleada, la cual favorece la asimilación de grasas, como asegura Iwata (1990).

Por otra parte, en estudios de investigación sobre las propiedades de *S. platensis*, ha demostrado que ésta, ayuda en el metabolismo de alimentos en los individuos (Gomes et al., 2012); posee también efectos de inmuno-regulación, actúa como antioxidante, anticancerígeno, antiviral, antitóxico, contra la hiperlipidemia y la hiperglicemia (Belay, 2002). Estas propiedades son consecuencia del alto contenido en ácidos grasos omega, varios pigmentos naturales y otros factores positivos (Ramírez & Olvera, 2006). Éstas, claramente, han influido en los resultados: la *Spirulina platensis* acelera el metabolismo de proteínas, grasas en los nematodos ya que estimula la producción de enzimas que transportan a las grasas por el cuerpo, así el animal puede utilizar la grasa como energía para el crecimiento en lugar de que se acumule. Ésta información se vincula mucho con el resultado obtenido de la diferencia

porcentual de grasas totales, el que otorga 48.30% menos porcentaje de grasas en el microgusano enriquecido que en el alimentado sólo con avena (Tabla 4.8 y Fig. 4.6).

Agreguemos otros factores, como: stress en los individuos; tiempo entre la fase invasiva y la cosecha; tiempo entre la cosecha y el proceso de secado de las muestras de los nematodos; tiempo para metabolismo de los alimentos; el consumo de reservas mientras *P. redivivus* se desplaza por las paredes del recipiente sin consumir alimento, (Recordemos que la fase invasiva se inició al cuarto día de siembra, pero los nematodos fueron cosechados al día ocho). Factores que naturalmente han jugado un rol importante.

También, hay que puntualizar que, durante el ensayo se observó un desarrollo favorable del cultivo enriquecido, con registros de pH de 7 a 3.5, y temperatura ambiente entre 24° - 26°C (ver Figs. 4.8 – 4.9, y Anexos 6, 8,10 y 12). Es decir, a la fase invasiva se observó mayor proporción de individuos, lo que resultó en una cosecha de 15.77 gr y 11.81 gr de biomasa para el medio con *Spirulina platensis* y para el medio de avena, respectivamente (Ver informes de laboratorio). Una diferencia de 33.54% (Tabla 4.5), proporción mayor a la obtenida en la experiencia de De Lara et al. (2007), quienes reportaron 26% de diferencia entre la población del medio avena enriquecido con *S. platensis* y avena sola, durante la segunda semana de cultivo, el cual duró nueve semanas con pH entre 2.6 y 3.2, a una temperatura ambiente entre 19 y 22°C. Resultados que hacen resaltar los factores de temperatura y pH, favorables para los individuos, además del alimento enriquecido, al respecto, Figueroa et al. (2012), mencionan que “un cultivo de microgusanos puede durar de 15 a 20 días y siempre se tendrá el tamaño adecuado”. Nuestros cultivos en medio enriquecidos llegaron a los 18 días, mientras que el cultivo en avena superó los 20 días, a temperatura ambiente variable entre 24° y 26° C para ambos tratamientos, y con registros de pH entre 3.5 - 4 para el medio enriquecido, y pH entre 3 – 4.5 para el cultivo tradicional, en avena.

En otras consideraciones, cuando Figueroa et al. (2012) mencionan que “otros autores consideran que si se añade demasiada levadura se corre el riesgo de que el cultivo presente una fuerte fermentación y provoque CO<sub>2</sub> ocasionando con ello la muerte de los nematodos.”; claramente hablamos de excesos, que señalan a la dosificación de *S. platensis* en el medio de cultivo empleado. Así, el ensayo de De Lara et al. (2006), en el que emplean 5 gr. de la

microalga, con 200 gr de hojuela de avena y 300 ml de agua purificada (una relación de 2.5 gr de microalga por cada 100 gr de avena); comparado con este ensayo, donde se empleó 20 gr de harina de *Spirulina platensis* por cada 100 gr de avena (proporción sugerida, con la finalidad de homogenizar el medio de cultivo), se muestra una diferencia significativa en la proporción de microalga empleada; pero, con resultados parecidos.

## V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

### 5.1. CONCLUSIONES

- El empleo de *Spirulina platensis* como enriquecedor de *Panagrellus redivivus*, no presentó diferencia significativa en el contenido de proteínas totales, pero sí en el contenido de grasas.
- Los microgusanos alimentados con *Spirulina platensis*, son un alimento sustitutorio, no complementario, por su bajo contenido de grasas.
- Los factores medio ambientales, pH y temperatura del ambiente, fueron adecuados para el cultivo de *Panagrellus redivivus*.
- De la cosecha, se obtiene mayor biomasa del cultivo enriquecido, aplicando la técnica de “Cosecha guiada” empleando luz natural, ya que es efectiva, selectiva y fácil de aplicar.

## 5.2. RECOMENDACIONES

- Se recomienda realizar pruebas con 5 gr., 10gr., ó cantidades similares, pero menores a 20 gramos de *Spirulina platensis* por cada 100 gr de avena, para así definir qué proporción de *Spirulina* mejora el cultivo, basándonos en resultados de un análisis que determine tipo, y cantidad, de aminoácidos y ácidos grasos en ambas producciones, con el fin de determinar en cuál de ellos la calidad nutricional obtenida es la mejor.
- Se recomienda programar y evaluar, los contenidos de reservas de los microgusanos cosechados desde el inicio hasta el final de la fase invasiva (etapa en que el individuo ocupa las paredes del recipiente), para aprovechar inmediatamente el valor nutricional de *Panagrellus redivivus*.
- Realizar pruebas para su producción a mayor escala, ya que a pesar de ser un excelente alimento vivo durante las primeras etapas de los organismos acuáticos, la principal desventaja es que no se ha desarrollado una técnica eficiente para su producción y cosecha.
- Se recomienda evaluar y comparar resultados de cosecha, empleando la técnica “Cosecha guiada” con luz natural y luz artificial.

## VI. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aquarium (2012). “La cría del Microgusano, alimento vivo para nuestro acuario”. En *Aquarium*. Consultado el 06 de mayo de 2015. Disponible en <http://aquarium.lapipadelindio.com/acuario/alimento-vivo-acuario-microgusano>
- Artiles, M.; Bárbaro, J.; Galindo, J.; Fraga, I. & Francisco, V. (2001). Influencia de la inclusión de microalgas secas en la alimentación de protozoas de *Penaeus schmitti*. *Rev. Invest. Mar*, 22 (1), 45-55.
- Barnes, R. D. (1989). Zoología de los invertebrados. 5<sup>ta</sup> Edición en Español. México: McGrau-Hill.
- Batchelder, E. (2014). *Panagrellus redivivus*, the German Beer Mat Nematode. *Unity College Nematodes*. Recuperado de <http://nematodeworms.blogspot.pe/2014/09/panagrellus-redivivus-german-beer-mat.html>
- Belay, A. (2002). The potential application of *Spirulina* (Arthrospira) as a nutritional and therapeutic supplement in health management. *JANA*, 5, 27-48.
- Biedenbach, J.; Smith, L.; Thomsen, T. & Lawrence, A. (1989). Use of the nematodes *Panagrellus redivivus* as an *Artemia* replacement in a larval penaeid diet. *Journal of the World Aquaculture Society*, 20 (2), 61-71. Consultado en <http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/j.1749-7345.1989.tb00525.x/abstract>
- Castrejón, O. L.; Porras, D. D., & Band, S. C. (1994). Cultivo de alimento vivo para la acuicultura. Instituto Nacional Indigenista, Universidad del Mar. México. 118 pp.

Castro, M. G.; Malpica, S. A.; De Lara, A. R.; Castro, M. J. & Castro, B. T. (2001). Técnicas de cultivo de especies planctónicas e invertebrados útiles para la acuicultura. Serie Académicos CBS, Universidad Autónoma Metropolitana. 65 pp.

Castro, T.; De Lara, R.; Castro, G.; Castro, J. & Malpica, A. (2003). Alimento vivo en la acuicultura. *ContactoS*, 48, 27-33.

Ceballos, B (2004). Empleo de *Spirulina platensis* en polvo. Consultado 15 de mayo de 2015. Disponible en <http://www.oceandocs.org/bitstream/handle/1834/1913/BarbaritoJCeballosSINA2004.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Chappell, J. (2008). Culture Of Microworms (*Panagrellus sp.*) As An Alternative to Brine Shrimp for Larval Fish Forage. En [www.alearn.info](http://www.alearn.info). Consultado el 04 de mayo de 2015. Disponible en <http://www.aces.edu/dept/fisheries/aquaculture/red-drum.php>

Colegio de bachilleres del estado de Sonora (2007). *Manual de prácticas. Análisis de alimento* 1. Hermosillo, Sonora: Autor.

Coyne, D.L., Nicol, J.M. & Claudius-Cole, B. (2007). *Practical plant nematology: a field and laboratory guide*. SP-IPM Secretariat, International Institute of Tropical Agriculture (IITA), Cotonou, Benin.

Cruz, A. (1993/2003). Aspegos Generales De Los Nematodos. *Microbiología y parasitología para estudiantes de medicina, (1ª y 3ª Edición)* (pp. 576-579). Mexico, D.F.: Méndez Editores.

- Culp, S. (1998). *Carboxylesterases from the nematode Panagrellus redivivus*. (Tesis para obtener el Título de Master Of Science), The University of Calgary, Alberta, Canadá.
- De Lara, R., Castro, T., Castro, G., Castro, J. & Malpica, A. (2003). La importancia de los nematodos de vida libre. *ContactoS*, 48, 43-46.
- De Lara, R., Castro, T., Castro, J., Castro, G., Malpica, A. & García, V. (2005). La importancia de Spirulina en la alimentación acuícola. *ContactoS*, 57, 13-16.
- De Lara, R., Castro, T., Castro, J. & Castro, G. (2007). Cultivo del nematodo *Panagrellus redivivus* (Goodey, 1945) en un medio de avena enriquecida con Spirulina sp. *Revista de Biología Marina y Oceanografía*, 42(1), 29–36.
- Dr. Pez (2011). “Experimento con Microgusanos (Diferentes tipos de alimentación”. En *El alquimista de acuarios*. Consultado el 06 de mayo de 2015. Disponible en <http://www.alquimistadeacuorios.com/foro/viewtopic.php?t=52283&highlight>
- Ferris, H. (2009). The beer mat nematode, *Panagrellus redivivus*: A study of the connectedness of scientific discovery. *J. Nematode Morphol. Syst.*, 12 (1), 19-25.
- Figueroa, J., Soriano, M.B. & Luna, J., (2012). El microgusano, una opción en la dieta. *Hypatia - Revista de Divulgación Científico - Tecnológica del Estado de Morelos*. Vol. 19. Consultado el 04 de mayo de 2015. Disponible en <http://hypatia.morelos.gob.mx>



Focken, U., Schlechtriem, C., VonWuthenau, M., García, A., Puello, A. & Becker, K. (2006).

*Panagrellus redivivus* mass produced on solid media as live food for *Litopenaeus vannamei* larvae. *Aquaculture Research*, 37, 1429-1436.

Food and Agriculture Organization of the United Nations (2010). “The use of the free living nematode, *Panagrellus redivivus* as larval food has been demonstrated successfully for several species, including *Crangon crangon*, juvenile king shrimp (*Penaeus blebejus*), common carp (*Cyprinus carpio*) and silver carp (*Hypophthalmichthys molitrix*)”. En *Fao*. Consultado el 04 de mayo de 2015. Disponible en <http://www.fao.org/docrep/003/w3732e/w3732e0y.htm>.

García Más, I.; Muñoz Araújo, B.; Aguirre Inchaurre, A.; Polo Roldán, I.; García Moreno, A.; Refoyo Román, P. (2009). Manual de laboratorio de Parasitología. 10. Nematodos. *Reduca (Biología)*, 2 (5), 37-63.

Gual, A. (2012). “Cultivo del Microgusano de la avena”. En *Petite Diablessa*. Consultado el 06 de mayo de 2015. Disponible en <http://i166.photobucket.com/albums/u114/PetiteDiablessa/Articulos/DSC04985.jpg>

Guerrero, (2012). “Microgusanos (*Panagrellus redivivus*)”. En *El Acuario*. Consultado el 06 de mayo de 2015. Disponibilidad en <http://www.elacuaria.net/foro2//index.php?s=e5daf6f8114d444df2e6e57890674044&showtopic=3933>

Goicuria, L. (2010). “PMF Acuariofilia: Comida Viva”. En *Blog Fins*. Consultado el 06 de mayo de 2015. Disponible en <http://fins.actwin.com/mirror/es/comida-viva.html>

Guillaume, J., Kaushik, S., Bergot, P., Metailler, R. (2003). *Nutrición y alimentación de peces y crustáceos*. Madrid, España: Mundi-Prensa Editores.

Halver, J. E. (1988). *Fish Nutrition*. Academic Press, Inc. School of Fisheries, University of Washington, Seattle, Washington. New York: Autor.

Hickman, C.; Roberts, L.; Keen, S.; L'Anson, H. y Larson, A. (2009). Principios integrales en Zoología. Decimocuarta edición. Madrid: Mcgraw-Hill Interamericana.

Instituto de salud pública de Chile, Subdepartamento laboratorios del ambiente (2006).

*Determinación de proteínas Método Kjeldahl*. PRT-701.02-150 Rev N°: 0 pp. 1-2.

Consultado el 07 de mayo de 2015. Disponible en

[http://www.ispch.cl/lab\\_amb/met\\_analitico/doc/ambiente%20pdf/Proteina.pdf](http://www.ispch.cl/lab_amb/met_analitico/doc/ambiente%20pdf/Proteina.pdf)

Jahangard, A. (2003). *Evaluation of free-living nematode Panagrellus redivivus as a live food organism for silver Barbbarbodes gonionotus larva*. (Tesis para la obtención de título de Doctor en Filosofía). Universiti Putra, Malaysia.

Jaime, B. (2006). *Evaluación de la harina de Spirulina platensis como alimento y aditivo para la producción de postlarvas de camarón blanco Litopenaeus schmitti (Pérez-Farfante y Kensley, 1997)*. (Tesis para obtener el grado Doctor en Ciencias en Uso, Manejo y Preservación de los Recursos Naturales (Orientación en Acuicultura)). Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C., La Paz, Baja California Sur, Mexico.

Jaime, B., Civera, R., Villarreal, H., Galindo, J. & Pérez, L. (2007). Uso de la harina de *Spirulina platensis* como atrayente en el alimento para el camarón *Litopenaeus*

*schmitti*. *Revista Hidrobiológica*, 17 (2), 113-117. Consultado el 04 de mayo de 2015. Disponible en [http://hidrobiologica.izt.uam.mx/hidrobiologica/images/pdf\\_Revista/17-2/113-117\\_Ceballos.pdf](http://hidrobiologica.izt.uam.mx/hidrobiologica/images/pdf_Revista/17-2/113-117_Ceballos.pdf)

Kumlu, M., & Fletcher, D. J. (1997). The nematode *Panagrellus redivivus* as an alternative live feed for larval *Penaeus indicus*. *Israeli Journal of Aquaculture-Bamidgeh*, 49 (1), 12-18.

Luna, J. (2009). Nematodo de vida libre *Panagrellus redivivus* (Goodey, 1945): Una alternativa para la alimentación inicial de larvas de peces y crustáceos. *Laboratorio de Acuicultura, Departamento de Hidrobiología, Centro de Investigaciones Biológicas, Universidad Autónoma del Estado de Morelos*, 45, 4-11. Disponible en [http://www.cib.uaem.mx/pdf\\_nuevo/39.pdf](http://www.cib.uaem.mx/pdf_nuevo/39.pdf)

Luna, J., Vargas, T. & Figueroa, J. (2010a). Alimentos Vivos Como Alternativa a Nauplios de *Artemia franciscana* en la Dieta de Alevines y Juveniles de *Cichlasoma istlanum*. *Mesoamericana*, 14 (1), 45-54. Consultado el 20 de abril de 2015. Disponible en [http://www.cib.uaem.mx/pdf\\_nuevo/42.pdf](http://www.cib.uaem.mx/pdf_nuevo/42.pdf)

Luna, J., Vargas, Z. & Figueroa, T. (2010b). Alimento vivo como alternativa en la dieta de larvas y juveniles de *Pterophyllum scalare* (Lichtenstein, 1823). *Avances en Investigación Agropecuaria*, 14 (3), 63-72. Consultado el 20 de abril de 2015. Disponible en <http://www.redalyc.org/pdf/837/83715746005.pdf>

- Mabbett, K. & Wharton, D. (1986). Cold-tolerance and acclimation in the free-living nematode, *Panagrellus redivivus*. *Revue Nématol*, 9 (2), 167-170.
- Maguiña Mesta, M. (2011). Zooplankton con potencial en acuicultura. (Monografía para optar título profesional de Ingeniero Pesquero Acuicultor). Universidad Nacional Federico Villarreal, Lima. Perú.
- Martínez, L., Martínez, M., López, J., Campaña, A., Miranda, A., Ballester, E. & Porchas, M. (2010). Alimento Natural en Acuicultura: una revisión actualizada. En: Cruz-Suarez, L.E., Ricque-Marie, D., Tapia-Salazar, M., Nieto-López, M.G., Villarreal-Cavazos, D. A., Gamboa-Delgado, J. (Eds), *Avances en Nutrición Acuícola X - Memorias del X Simposio Internacional de Nutrición Acuícola*, 8-10 de Noviembre, San Nicolás de los Garza, N. L., México. ISBN 978-607-433-546-0. Universidad Autónoma de Nuevo León, Monterrey, México, pp. 668-699.
- Masler, E. (2007). Characterization of Aminopeptidase in the Free-living Nematode *Panagrellus redivivus*: Subcellular Distribution and Possible Role in Neuropeptide Metabolism. *Journal of Nematology*, 39 (2), 153–160.
- Murillo, N. & Consuelo, M. (1997). *Evaluación de la Toxicidad de Cr+6, Cu+2 y el efluente de cromado de una Industria metalmecánica utilizando Panagrellus redivivus como organismo de prueba*. Bogotá: Unidad de Ingeniería Ambiental. Facultad de Ingeniería. Universidad Nacional de Colombia. Consultado el 24 de abril de 2015. Disponible en <http://rcb.unal.edu.co/index.php/ingenv/article/viewFile/20947/21848>

- Naranjo, J. P. (2013). *Estudio nutricional de la Spirulina y su aplicación en la gastronomía en la ciudad de Quito*. (Tesis de grado). Universidad Tecnológica Equinoccial, Quito, Ecuador. Recuperado de [http://repositorio.ute.edu.ec/bitstream/123456789/11826/1/53685\\_1.pdf](http://repositorio.ute.edu.ec/bitstream/123456789/11826/1/53685_1.pdf)
- Nielsen, S. (2010). *Food Analysis Laboratory Manual Second Edition*. Purdue University West Lafayette, USA: Autor.
- Noval, E. (2006). Alimentación *Anguilula silusiae*. *El acuarista cubano*, Boletín N° 008-09, 04-05.
- Peters, A. (2013). Application and commercialization of nematodes. *Appl Microbiol Biotechnol*, 97 (14), 6181–6188
- Petracini, R. (2005). Los alimentos vivos, *Anguillula silusiae*. *El Acuarista Cubano*, 05, 04 pp.
- Pica, Y. (2008). Ensayo de toxicidad con el nematodo *Panagrellus redivivus*. En P. Ramírez, A. Mendoza, (Eds., Comp.), *Ensayos toxicológicos para la evaluación de sustancias químicas en agua y suelo: la experiencia en México* (pp. 139-153). Mexico: Instituto Nacional de Ecología.
- Ramírez, L. & Olvera, R. (2006). Conocimientos acerca del alga *Spirulina* (*Arthrospira*). *Interciencia*, 31 (09). Consultado el 22 de abril de 2015. Recuperado de [http://www.minagri.gob.ar/site/pesca/acuicultura/06\\_publicaciones/\\_archivos/080515\\_Acuicultura%20de%20organismos%20vegetales.pdf](http://www.minagri.gob.ar/site/pesca/acuicultura/06_publicaciones/_archivos/080515_Acuicultura%20de%20organismos%20vegetales.pdf) y de <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=33912009>

Ricci, M.; Fifi, A.; Ragni, A.; Schlechtriem, C. & Focken, U. (2003). Development of a low-cost technology for mass production of the free-living nematode *Panagrellus redivivus* as an alternative live food for first feeding fish larvae. *Appl. Microbiol. Biotechnol*, 60 (5), 556-559. Consultado en <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/12536255>

Rivera, C. & Botero, M. (2009). Alimento vivo enriquecido con ácidos grasos para el desarrollo larvario de peces. *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias*, 22, 607-618.

Ruppert, E. & Barnes, D. (1996). Zoología de los invertebrados. Madrid: Mcgraw-Hill Interamericana.

Sautter, J.; Kaiser H.; Focken, U. & Becker K. (2007) "*Panagrellus redivivus* (Linné) as a live food organism in the early rearing of the catfish *Synodontis petricola* (Matthes)" *Aquaculture Research*, 38 (6), 653-659. Consultado en <http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/j.1365-2109.2007.01714.x/abstract>

Schlechtriem, C.; Focken, U. & Becker, K. (2005). Digestion and assimilation of the free-living nematode *Panagrellus redivivus* fed to first feeding coregonid larvae: evidence from histological and isotopic studies. *Journal of the World Aquaculture Society*, 36 (1): 24-31. Consultado en <http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/j.1749-7345.2005.tb00127.x/abstract>

Schlechtriem, C., Ricci, M., Focken, U. & Becker, K. (2004a). Mass produced nematodes *Panagrellus redivivus* as live food for rearing carp larvae: preliminary results.

*Aquaculture Research*, 35 (6), 547-551. Consultado en

<http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/j.1365-2109.2004.01049.x/abstract>

Schlechtriem, C.; Ricci, M.; Focken, U. & Becker, K. (2004b). The suitability of the free-living nematode *Panagrellus redivivus* as live food for first-feeding fish larvae.

*Journal of Applied Ichthyology*, 20 (3), 161-168. Consultado en

<http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/j.1365-2109.2004.01049.x/abstract>.

Schlechtriem, C; Tocher, D.; Dick, J. & Becker, K. (2004). Incorporation and metabolism of fatty acids by desaturation and elongation in the nematode, *Panagrellus redivivus*.

*Nematology*, 6 (6), pp. 783-795.

Soriano Alegre, L. (2014). Lípidos totales de *Spirulina platensis* (Nordst.) Gom.

(*Oscillatoriaceae*, Cyanophyta) como aditivo en el alimento de tilapia *Oreochromis niloticus*. (Tesis para optar al título profesional de Ingeniero Pesquero Acuicultor).

Universidad Nacional Federico Villarreal, Lima. Perú.

Tacon, A. (1998). Nutrición y alimentación de peces y camarones cultivados, Manual de

capacitación En Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la

Agricultura (Ed.), *Apoyo a las actividades regionales de acuicultura para América*

*Latina y El Caribe* (Documento de campo No 4). Italia: Organización de las

Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura.

Universidad Pablo Olavide (2012). El nematodo *C. elegans* se posiciona como alternativa al

uso de *Artemia*, un crustáceo muy extendido y cuyo empleo genera costes elevados

en la acuicultura. En: *OTRI*. Consultado el 20 de abril de 2015. Disponible en

<http://www.upo.es/upotec/contenidos/casos-de-exito/2012/nov/05/el-nematodo-c-elegans-se-posiciona-como-alternativ/>

Universidad Pablo Olavide (2012). Un método para enriquecer nematodos para su uso en acuicultura y acuariofilia mediante la utilización de microorganismos (Patente). En: *OTRI*. Consultado el 20 de abril de 2015. Disponible en <http://www.upo.es/upotec/catalogo/agricultura-ganaderia-recursos-marinos/metodo-para-enriquecer-nematodos-uso-acuicultura/>



# ANEXOS



## UNIVERSIDAD NACIONAL DE PIURA FACULTAD DE INGENIERÍA PESQUERA LABORATORIO DE CONTROL DE CALIDAD



Pág. 1 / 1

### INFORME DE ENSAYO N° 077 - 2015

SOLICITANTE : ALBA MARINA CAMINO ORDINOLA  
DIRECCIÓN : Psj. El Chira Mz. 104 Lt. 10. Urb. Sta. Rosa Sullana  
PRODUCTO DECLARADO : M1: Microgusanos (Panagrellus redivivus), 45g.  
M2: Avena Pre Cocida (60g.)  
M3: Avena Pre Cocida Enriquecida Con Spirulina platensis (63g.)  
PROYECTO DE TESIS : "Comparación del contenido de Proteínas totales de Panagrellus redivivus (Goodey, 1945), Cultivado en Avena y Avena Enriquecida Con Spirulina platensis; Castilla, Piura - Perú; 2015".  
FECHA DE RECEPCIÓN : 28 - 08 - 2015  
FECHA DE INICIO DEL ENSAYO : 28 - 08 - 2015  
FECHA DE TÉRMINO DEL ENSAYO : 04 - 09 - 2015

#### RESULTADOS DE LOS ENSAYOS QUÍMICOS

ENSAYOS	UNIDADES	RESULTADOS			METODO
		M1	M2	M3	
Materia seca	%	22.09	38.36	41.03	NTP 209.264:2013
Cenizas	%	6.80	1.09	2.88	NTP 209.262:2013
Grasa total	%	21.70	8.17	6.74	NTP 209.263:2013
Proteína total	%	53.26	15.85	20.67	NTP 209.265:2013

NOTA: Los resultados están expresados en Base Seca.

INFORME DE ENSAYO EMITIDO EN BASE A RESULTADOS OBTENIDOS EN NUESTRO LABORATORIO. VALIDO ÚNICAMENTE PARA LA MUESTRA PROPORCIONADA.  
NO DEBE SER UTILIZADO COMO CERTIFICADO DE CONFORMIDAD. PROHIBIDA LA REPRODUCCIÓN TOTAL Y/O PARCIAL DEL PRESENTE DOCUMENTO.  
ESTE DOCUMENTO ES VÁLIDO SOLO EN ORIGINAL.

Piura, 04 de Septiembre del 2015

INFORME DE ENSAYO. CÓD. 8047. VERSIÓN: 01  
F.A. 09.10.2014



LABORATORIO DE CONTROL DE CALIDAD  
Ing. Fidel Gonzales Mechea  
CIP N° 63458  
IIF



UNIVERSIDAD NACIONAL DE PIURA  
FACULTAD DE INGENIERÍA PESQUERA  
LABORATORIO DE CONTROL DE CALIDAD



Pág. 1 / 1

INFORME DE ENSAYO N° 110 - 2015

SOLICITANTE : ALBA MARINA CAMINO ORDINOLA  
DIRECCIÓN : Psj. El Chira Mz. 104 Lt. 10. Urb. Sta. Rosa Sullana  
PRODUCTO DECLARADO : Microgusanos Cultivados en Avena.  
DESIGNACION DE MUESTRA : M1: T1.1  
M2: T1.2  
M3: T1.3  
M4: T1.4  
PROYECTO DE TESIS : "Comparación del contenido de Proteínas totales de Panagrellus redivivus (Goodey, 1945), Cultivado en Avena y Avena Enriquecida Con Spirulina platensis; Castilla, Piura - Perú; 2015".  
FECHA DE RECEPCIÓN : 09 - 09 - 2015  
FECHA DE INICIO DEL ENSAYO : 09 - 09 - 2015  
FECHA DE TÉRMINO DEL ENSAYO : 17 - 09 - 2015

RESULTADOS DE LOS ENSAYOS QUIMICOS

ENSAYOS	UNIDA DES	RESULTADOS				METODO
		M1	M2	M3	M4	
Materia seca	%	24.70	25.79	24.91	31.18	NTP 209.264:2013
Cenizas	%	4.70	4.76	4.78	4.93	NTP 209.262:2013
Grasa total	%	18.07	15.41	16.88	17.36	NTP 209.263:2013
Proteína total	%	46.63	39.90	43.12	52.75	NTP 209.265:2013

NOTA: Los resultados están expresados en Base Seca.

INFORME DE ENSAYO EMITIDO EN BASE A RESULTADOS OBTENIDOS EN NUESTRO LABORATORIO. VALIDO ÚNICAMENTE PARA LA MUESTRA PROPORCIONADA.  
NO DEBE SER UTILIZADO COMO CERTIFICADO DE CONFORMIDAD. PROHIBIDA LA REPRODUCCIÓN TOTAL Y/O PARCIAL DEL PRESENTE DOCUMENTO.  
ESTE DOCUMENTO ES VALIDO SOLO EN ORIGINAL.

Piura, 21 de Septiembre del 2015



LABORATORIO DE CONTROL DE CALIDAD  
Ing. Fidel Gonzales Mechato  
CIP N° 63458  
JEFF



UNIVERSIDAD NACIONAL DE PIURA  
FACULTAD DE INGENIERÍA PESQUERA  
LABORATORIO DE CONTROL DE CALIDAD



INFORME DE ENSAYO N° 111 - 2015

Pág. 1 / 1

SOLICITANTE : ALBA MARINA CAMINO ORDINOLA  
DIRECCIÓN : Psj. El Chira Mz. 104 Lt. 10. Urb. Sta. Rosa Sullana  
PRODUCTO DECLARADO : Microgusanos Cultivados en Avena Enriquecida con Espirulina.  
DESIGNACION DE MUESTRA : M1: T2. 1  
M2: T2. 2  
M3: T2. 3  
M4: T2. 4  
PROYECTO DE TESIS : "Comparación del contenido de Proteínas totales de Panagrellus redivivus (Goodey, 1945), Cultivado en Avena y Avena Enriquecida Con Spirulina platensis; Castilla, Piura - Perú; 2015".  
FECHA DE RECEPCIÓN : 09 - 09 - 2015  
FECHA DE INICIO DEL ENSAYO : 09 - 09 - 2015  
FECHA DE TÉRMINO DEL ENSAYO : 17 - 09 - 2015

RESULTADOS DE LOS ENSAYOS QUIMICOS

ENSAYOS	UNIDA DES	RESULTADOS				METODO
		M1	M2	M3	M4	
Materia seca	%	22.35	27.12	25.96	26.77	NTP 209.264:2013
Cenizas	%	6.52	6.10	4.95	4.49	NTP 209.262:2013
Grasa total	%	11.78	7.68	9.74	5.81	NTP 209.263:2013
Proteína total	%	45.95	41.83	39.75	35.37	NTP 209.265:2013

NOTA: Los resultados están expresados en Base Seca.

INFORME DE ENSAYO EMITIDO EN BASE A RESULTADOS OBTENIDOS EN NUESTRO LABORATORIO. VALIDO ÚNICAMENTE PARA LA MUESTRA PROPORCIONADA.  
NO DEBE SER UTILIZADO COMO CERTIFICADO DE CONFORMIDAD. PROHIBIDA LA REPRODUCCIÓN TOTAL Y/O PARCIAL DEL PRESENTE DOCUMENTO.  
ESTE DOCUMENTO ES VALIDO SOLO EN ORIGINAL.

Piura, 21 de Septiembre del 2015



LABORATORIO DE CONTROL DE CALIDAD  
Ing Fidel Gonzales Mechato  
C.I.P. N° 63458  
JHFF

**Anexo 4. Composición química y nutricional del insumo, avena comercial, que se empleó en la investigación (Información nutricional obtenida de la empresa procesadora del insumo).**

INFORMACIÓN NUTRICIONAL DE 160 gr. DE AVENA QUAKER			Tamaño por porción	40 gr.
			Porciones por envase	4
CANTIDAD POR PORCIÓN			Cereal solo	
CALORÍAS			180	
Calorías de grasa			35	
			% Valor diario	
<b>GRASA TOTAL</b>	3.5 g.		5%	
Grasa Saturada	0.5 g.		3%	
Grasa Trans	0 g.			
Grasa Monoinsaturada	1 g.			
Grasa Poliinsaturada	1 g.			
<b>COLESTEROL</b>	0 mg.		0%	
<b>SODIO</b>	0 mg.		0%	
<b>CARBOHIDRATOS TOTALES</b>	31 g.		10%	
Azúcares	Menos de 1g.			
Fibra Dietaria	4 g.		16%	
Fibra soluble	2 g.			
Fibra insoluble	2 g.			
<b>PROTEÍNA</b>	6 g.		12%	
Hierro			9%	
Calcio			3%	
Zinc			5%	
Fósforo			10%	
Vitamina A			0%	
Vitamina B			0%	
Vitamina C			0%	

**Anexo 5. Análisis de varianza (ANVA) para la comparación del porcentaje de proteínas de los microgusanos cultivados en avena sola y avena enriquecida con *Spirulina platensis*.**

Fuente de variación	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Proteínas	47,531	1	47,531	1,914	0,216
Error	148,972	6	24,829		
Total	196,503	7			

*Fuente:* Datos de laboratorio.

**Anexo 6. Análisis de varianza (ANVA) para la comparación del porcentaje de humedad de los microgusanos cultivados en avena sola y avena enriquecida con *Spirulina platensis*.**

Fuente de variación	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Humedad	2,389	1	2,389	0,338	0,582
Error	42,454	6	7,076		
Total	44,844	7			

*Fuente:* Datos de laboratorio

**Anexo 7. Análisis de varianza (ANVA) para la comparación del porcentaje de grasa de los microgusanos cultivados en avena sola y avena enriquecida con *Spirulina platensis*.**

Fuente de variación	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Grasa	133,743	1	133,743	33,792	0,001 <sup>aa</sup>
Error	23,747	6	3,958		
Total	157,490	7			

aa: Prueba altamente significativa

*Fuente:* Datos de laboratorio

**Anexo 8. Análisis de varianza (ANVA) para la comparación del porcentaje de ceniza de los microgusanos cultivados en avena sola y avena enriquecida con *Spirulina platensis*.**

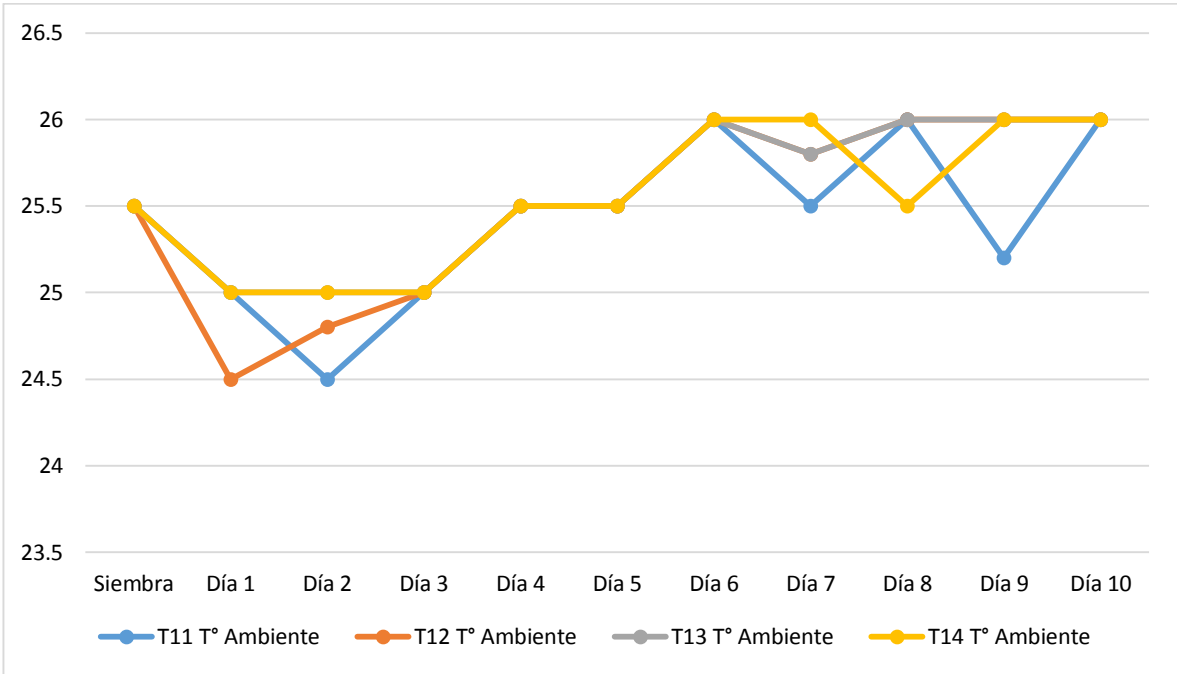
Fuente de variación	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Ceniza	1,044	1	1,044	2,277	0,182
Error	2,751	6	0,458		
Total	3,795	7			

*Fuente:* Datos de laboratorio

**Anexo 9. Registro diario de temperatura ambiente tomado durante el seguimiento de los cultivos del tratamiento 1: Cultivo en avena.**

Temperatura ambiente °C											
	Siembra	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6	Día 7	Día 8	Día 9	Día 10
T1 <sub>1</sub>	25.5	25	24.5	25	25.5	25.5	26	25.5	26	25.2	26
T1 <sub>2</sub>	25.5	24.5	24.8	25	25.5	25.5	26	25.8	26	26	26
T1 <sub>3</sub>	25.5	25	25	25	25.5	25.5	26	25.8	26	26	26
T1 <sub>4</sub>	25.5	25	25	25	25.5	25.5	26	26	25.5	26	26

*Fuente:* Elaboración propia.



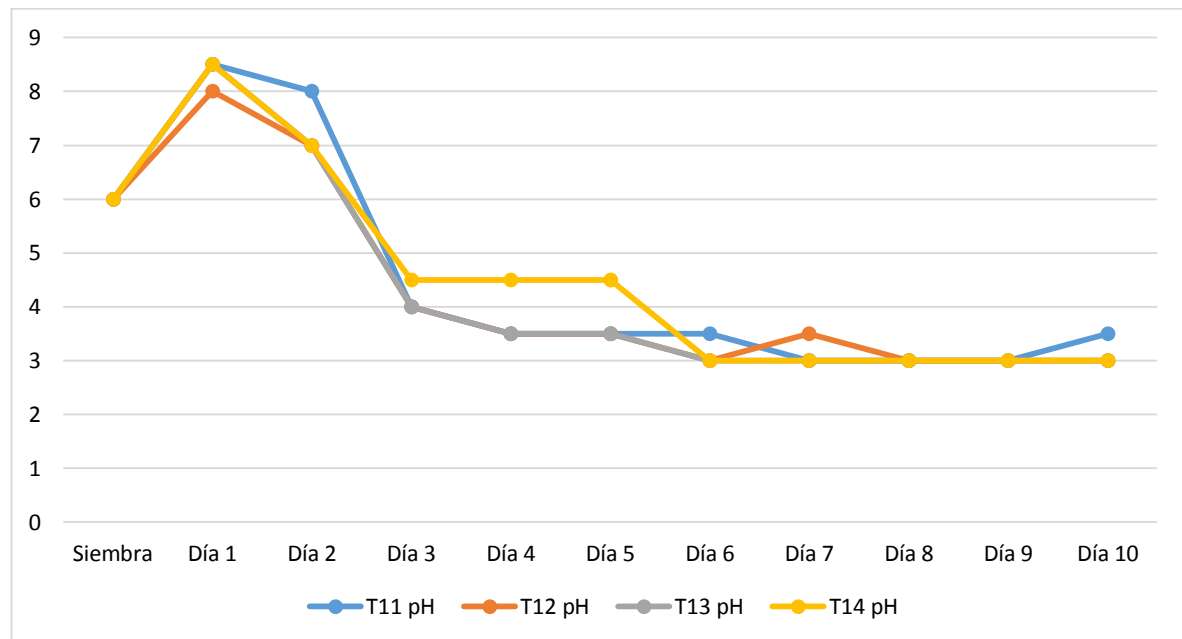
**Anexo 10. Temperatura ambiente registrada durante el muestreo de los cultivos de microgusano *Panagrellus redivivus*, cultivado en avena.**

**Anexo 11. Registro diario de pH tomado durante el muestreo de los cultivos del tratamiento 1:**

**Cultivo en avena.**

pH del medio de cultivo.											
	Siembra	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6	Día 7	Día 8	Día 9	Día 10
T1 <sub>1</sub>	6	8.5	8	4	3.5	3.5	3.5	3	3	3	3.5
T1 <sub>2</sub>	6	8	7	4	3.5	3.5	3	3.5	3	3	3
T1 <sub>3</sub>	6	8.5	7	4	3.5	3.5	3	3	3	3	3
T1 <sub>4</sub>	6	8.5	7	4.5	4.5	4.5	3	3	3	3	3

*Fuente:* Elaboración propia.

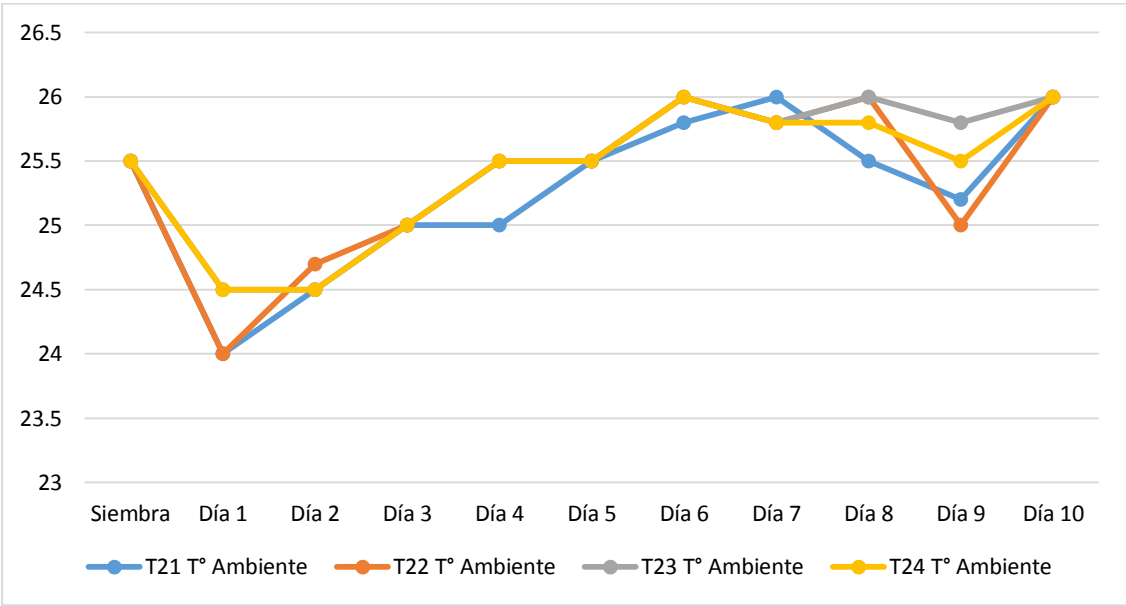


**Anexo 12. pH de los cultivos de microgusano *Panagrellus redivivus*, cultivado en avena.**

**Anexo 13. Registro diario de temperatura ambiente tomado durante el seguimiento de los cultivos del tratamiento 2: Cultivo en avena enriquecida con *Spirulina platensis*.**

Temperatura ambiente °C											
	Siembra	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6	Día 7	Día 8	Día 9	Día 10
T2 <sub>1</sub>	25.5	24	24.5	25	25	25.5	25.8	26	25.5	25.2	26
T2 <sub>2</sub>	25.5	24	24.7	25	25.5	25.5	26	25.8	26	25	26
T2 <sub>3</sub>	25.5	24.5	24.5	25	25.5	25.5	26	25.8	26	25.8	26
T2 <sub>4</sub>	25.5	24.5	24.5	25	25.5	25.5	26	25.8	25.8	25.5	26

*Fuente:* Elaboración propia.



**Anexo 14. Temperatura ambiente registrada durante el muestreo de los cultivos de microgusano *Panagrellus redivivus*, cultivado en avena enriquecida.**

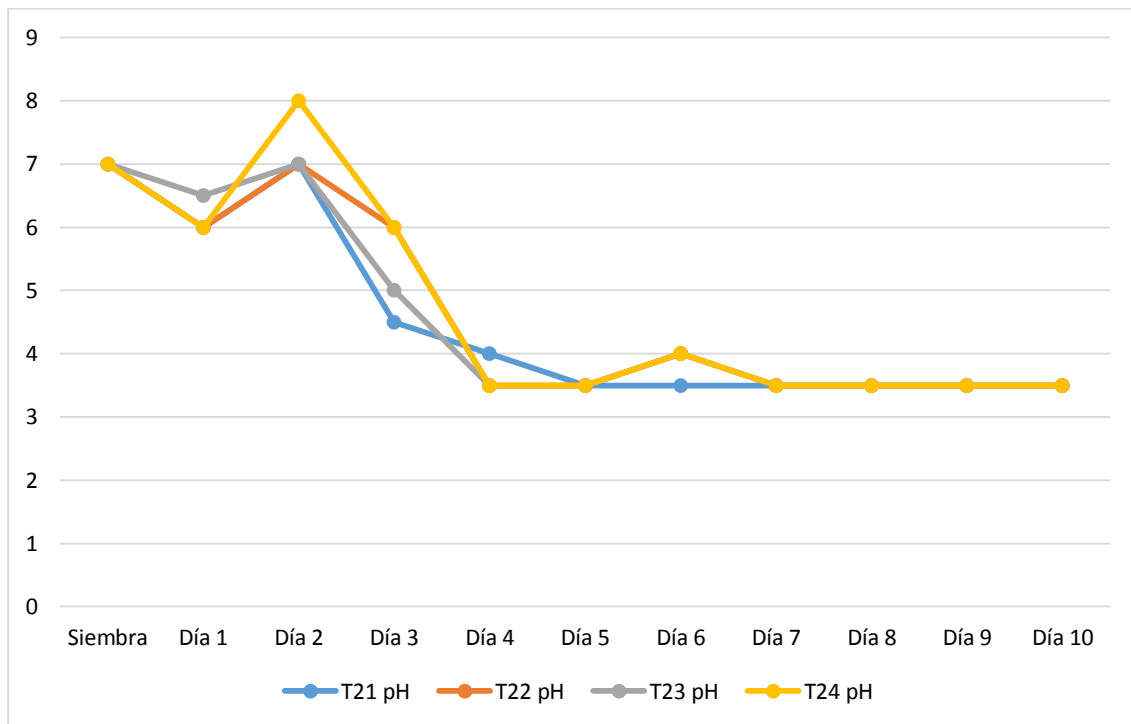


**Anexo 15. Registro diario de pH tomado durante el muestreo de los cultivos del tratamiento 2:**

**Cultivo en avena enriquecida con *Spirulina platensis*.**

pH del medio de cultivo.											
	Siembra	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6	Día 7	Día 8	Día 9	Día 10
T2 <sub>1</sub>	7	6	7	4.5	4	3.5	3.5	3.5	3.5	3.5	3.5
T2 <sub>2</sub>	7	6	7	6	3.5	3.5	4	3.5	3.5	3.5	3.5
T2 <sub>3</sub>	7	6.5	7	5	3.5	3.5	4	3.5	3.5	3.5	3.5
T2 <sub>4</sub>	7	6	8	6	3.5	3.5	4	3.5	3.5	3.5	3.5

*Fuente:* Elaboración propia.

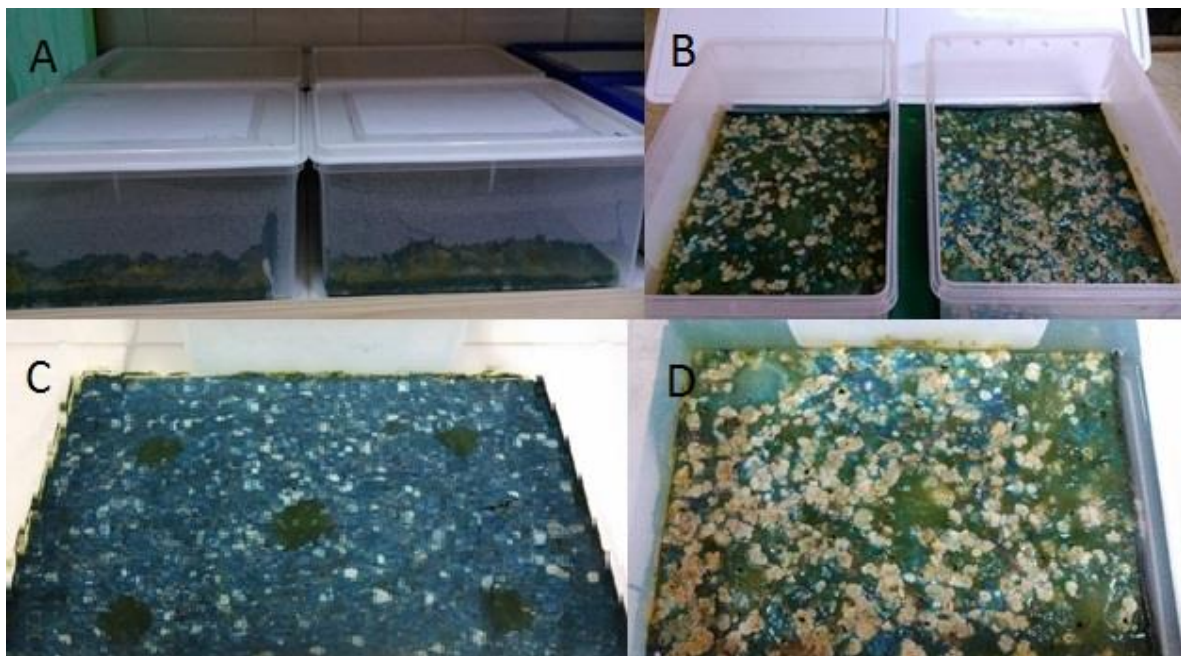


**Anexo 16. pH de los cultivos de microgusano *Panagrellus redivivus*, cultivado en avena enriquecida.**

**Anexo 17. Promedios de los datos de temperatura ambiente y pH, registrados diariamente durante los muestreos de los cultivos en sus dos tratamientos.**

Parámetros	Siembra	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6	Día 7	Día 8	Día 9	Día 10
T1 T° Promedio (AVENA)	25.50	24.88	24.83	25.00	25.50	25.50	26.00	25.78	25.88	25.80	26.00
T1 pH Promedio (AVENA)	6.00	8.38	7.25	4.13	3.75	3.75	3.13	3.13	3.00	3.00	3.13
T2 T° Promedio ( <i>Spirulina Platensis</i> )	25.50	24.25	24.55	25.00	25.38	25.50	25.95	25.85	25.83	25.38	26.00
T2 pH Promedio ( <i>Spirulina Platensis</i> )	7.00	6.13	7.25	5.38	3.63	3.50	3.88	3.50	3.50	3.50	3.50

*Fuente:* Elaboración propia.



**Anexo 18. A. Imágenes de los recipientes en los que se empleó medio enriquecido (primer ensayo); C. Cultivo al tercer día de siembra; B. y D. Proliferación de hongos desconocidos los que limitaron el desarrollo de las colonias de nematodos sembrados (cuarto día de siembra).**



**Anexo 19. Primer ensayo en el cuarto día de siembra. A la izquierda, cultivo enriquecido con microalga *Spirulina platensis*, hongos desconocidos cubren casi la totalidad de la superficie. A la derecha, cultivo de nematodos en avena, hay menor presencia de hongos.**



**Anexo 20. Día uno luego de la siembra de los nematodos *Panagrellus redivivus*, en sus dos tratamientos. A la izquierda, en el medio enriquecido se observa las seis colonias como manchas claras indicadas por flechas. A la derecha, se observan las seis colonias como manchas blancas indicadas por flechas. Aún no se observa presencia de hongos o levaduras.**

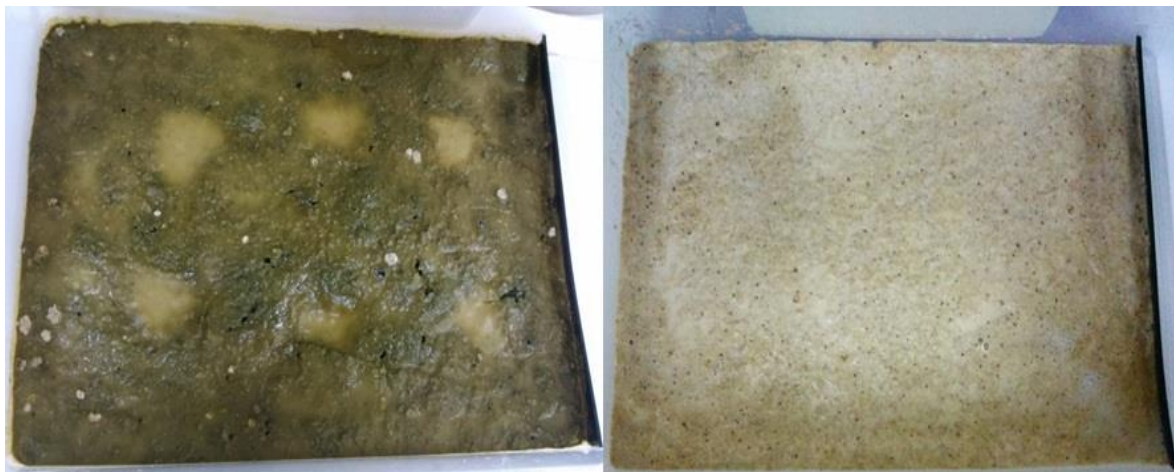


**Anexo 21.** Al día dos de edad de cultivo, se observó presencia de hongos y levadura. Los nematodos se encuentran en casi toda la superficie de los medios de cultivo, pero aún se concentran en las colonias. A la izquierda, el medio enriquecido presenta mayor cantidad de hongos. A la derecha, el cultivo en avena es más húmedo y ya hay producción de alcohol.



**Anexo 22.** Día tres: A la izquierda, en el medio enriquecido los hongos frenan su desarrollo por la producción de líquidos y alcohol. A la derecha, los nematodos cultivados en medios enriquecidos ya invadieron los bordes del medio y las paredes del recipiente que los contienen.

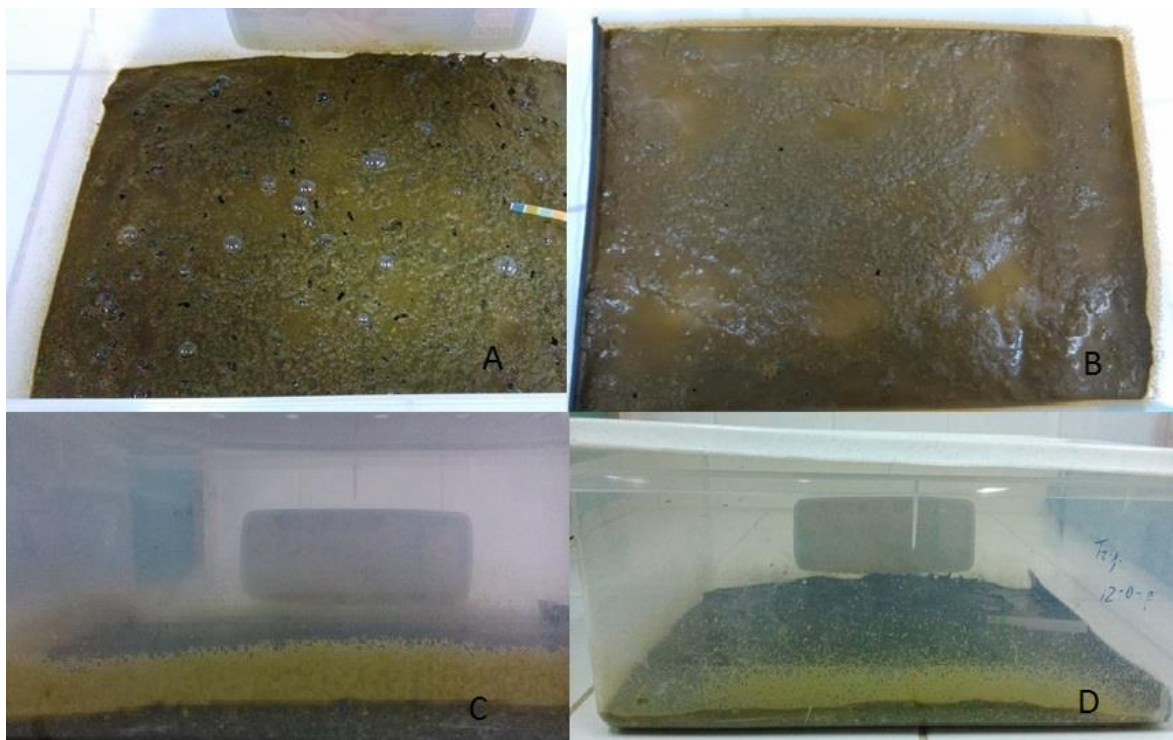




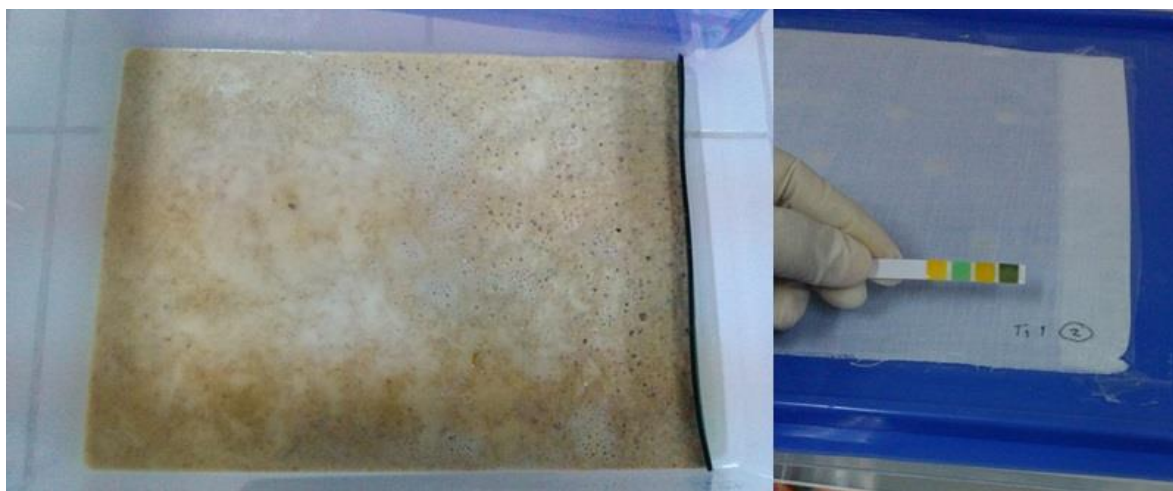
**Anexo 23. Al día tres: A la izquierda, en el medio enriquecido se observa claramente la acción de las colonias, su consumo de alimento y producción de líquidos. A la derecha, los nematodos cultivados en avena produjeron más líquidos lechosos.**



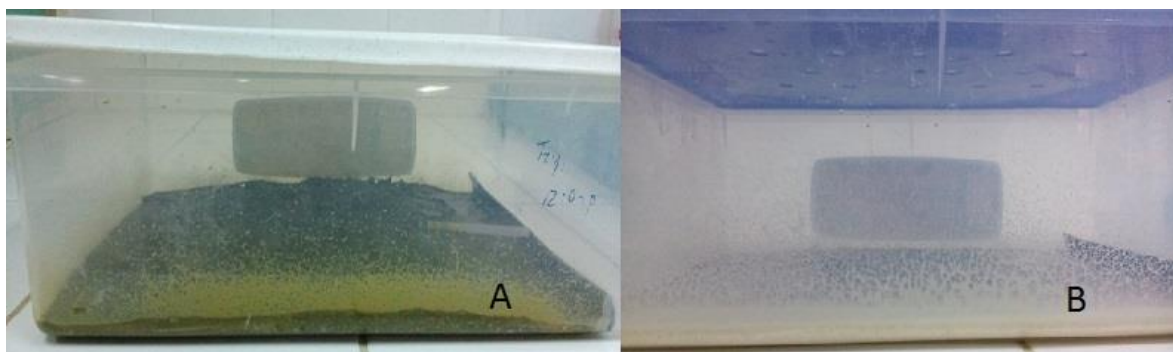
**Anexo 24. Día tres: A la izquierda, en el medio enriquecido los nematodos en las paredes de los recipientes. A la derecha, los nematodos cultivados en avena ocupan las paredes en mucho menor número.**



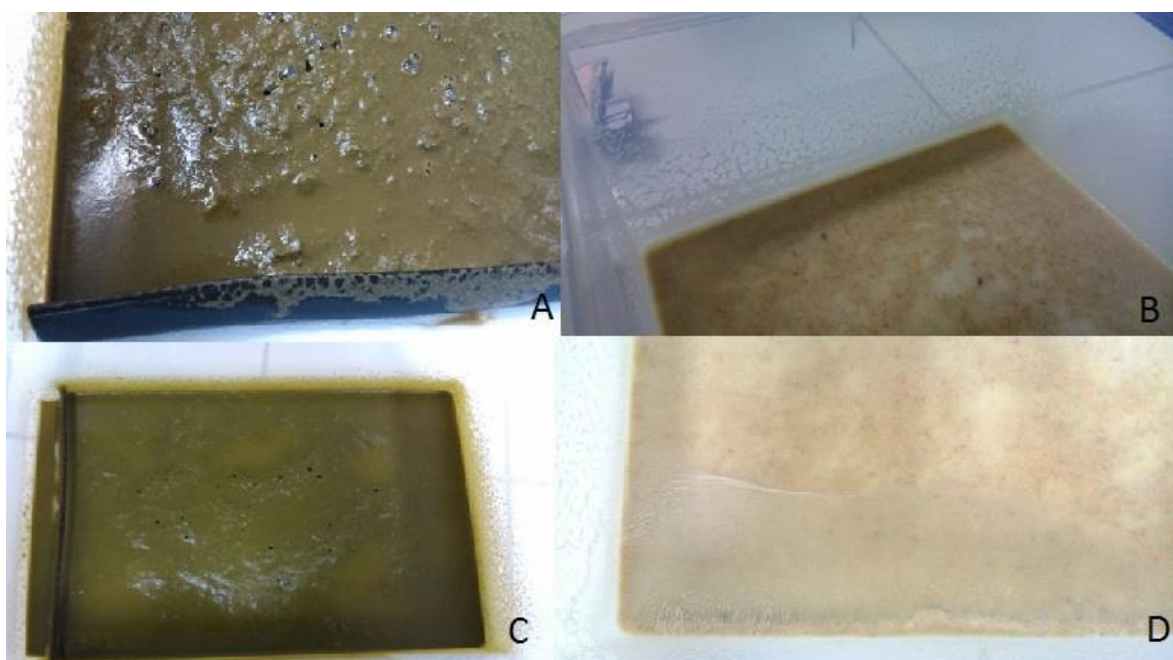
**Anexo 25. A y B. Al día cuatro hay mayor actividad de consumo y descomposición del medio enriquecido, y mayor producción de líquidos; C y D. Los nematodos van ocupando mayor área de las paredes de los recipientes que los contienen.**



**Anexo 26. Al día cuatro, el tratamiento no enriquecido contiene mayor cantidad de líquidos y valores bajos en pH.**

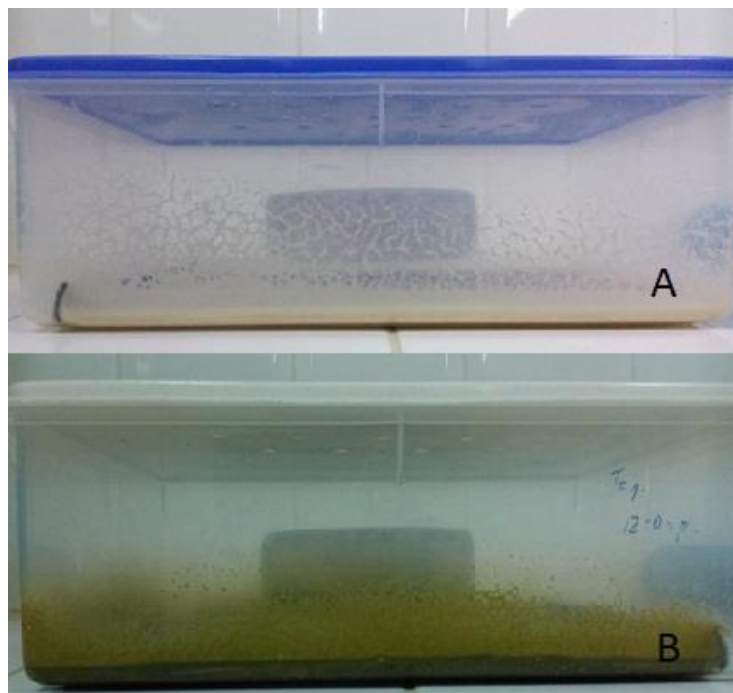


**Anexo 27. A. Medio de cultivo enriquecido. B. Tratamiento sin enriquecer al día cuatro, los nematodos ya ocuparon las paredes del recipiente que los alojan.**

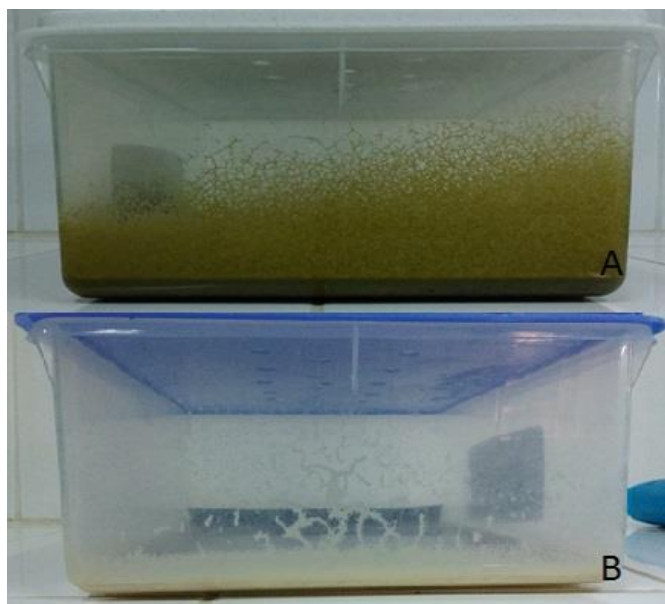


**Anexo 28. Día cinco: A y C. Medio enriquecido ya se encuentra en una etapa invasiva con un volumen mayor de nematodos que en B y C, cultivo sin enriquecer. En C, se observa claramente una capa de levadura.**



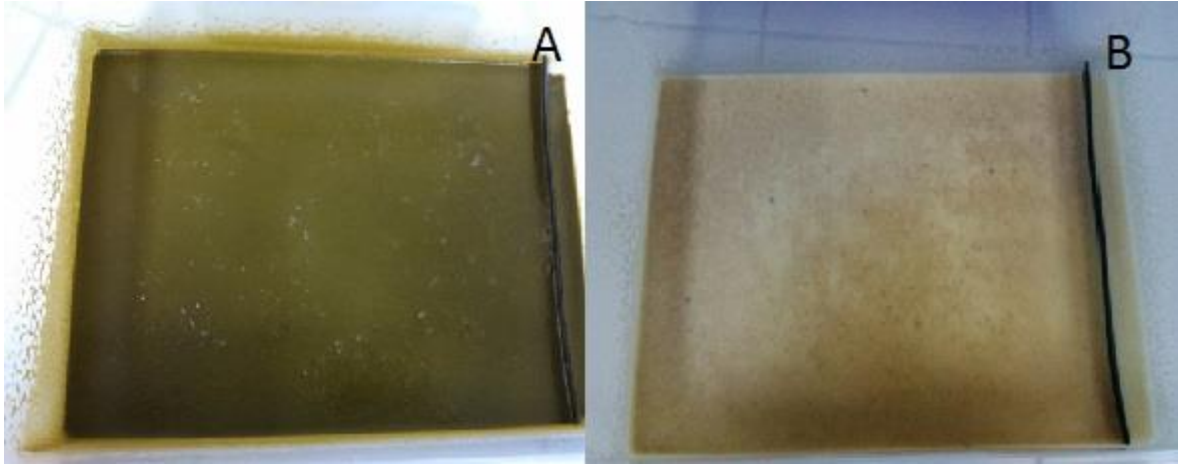


**Anexo 29. Día cinco: Tratamiento 1, en A, se observa que las paredes ya están ocupadas por nematodos. Tratamiento 2, en B, el medio enriquecido ya se encuentra en una etapa invasiva con un volumen mayor de nematodos que del Tratamiento 1.**

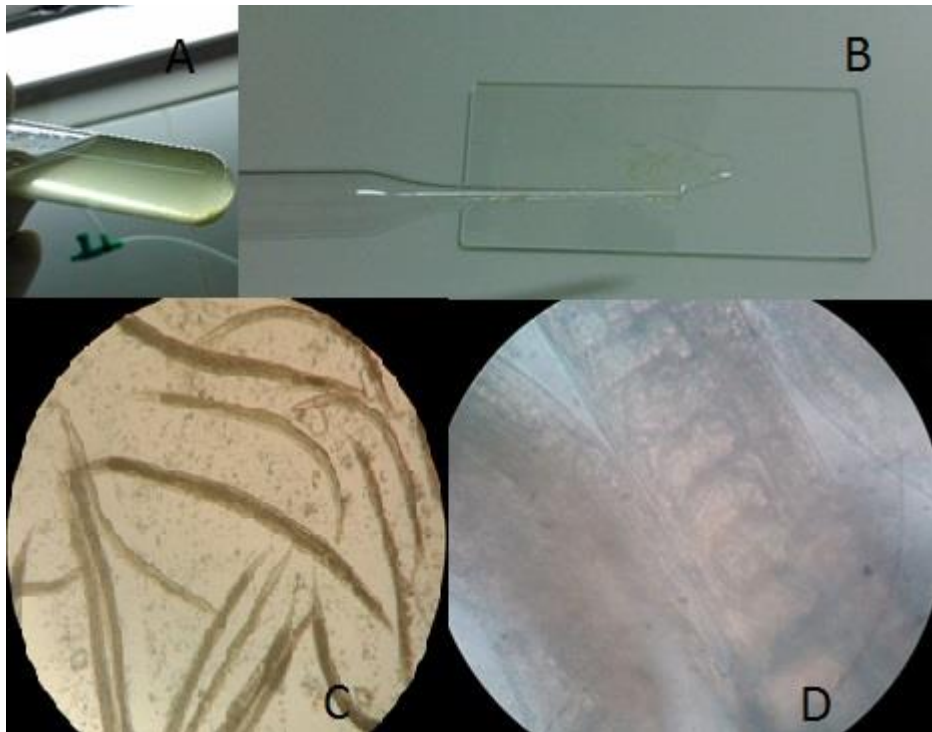


**Anexo 30. Día seis: A y B muestran incremento de individuos en las paredes y superficie del medio de cultivo.**

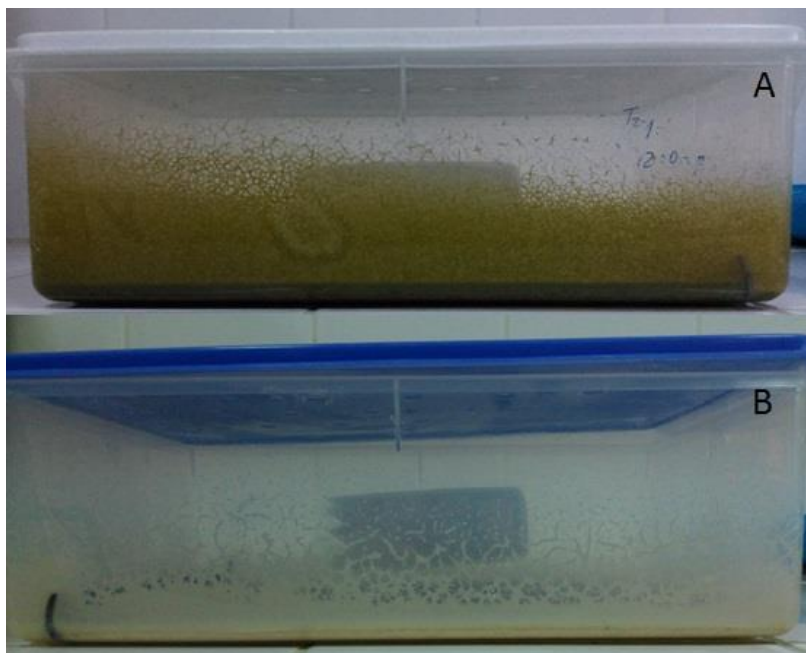




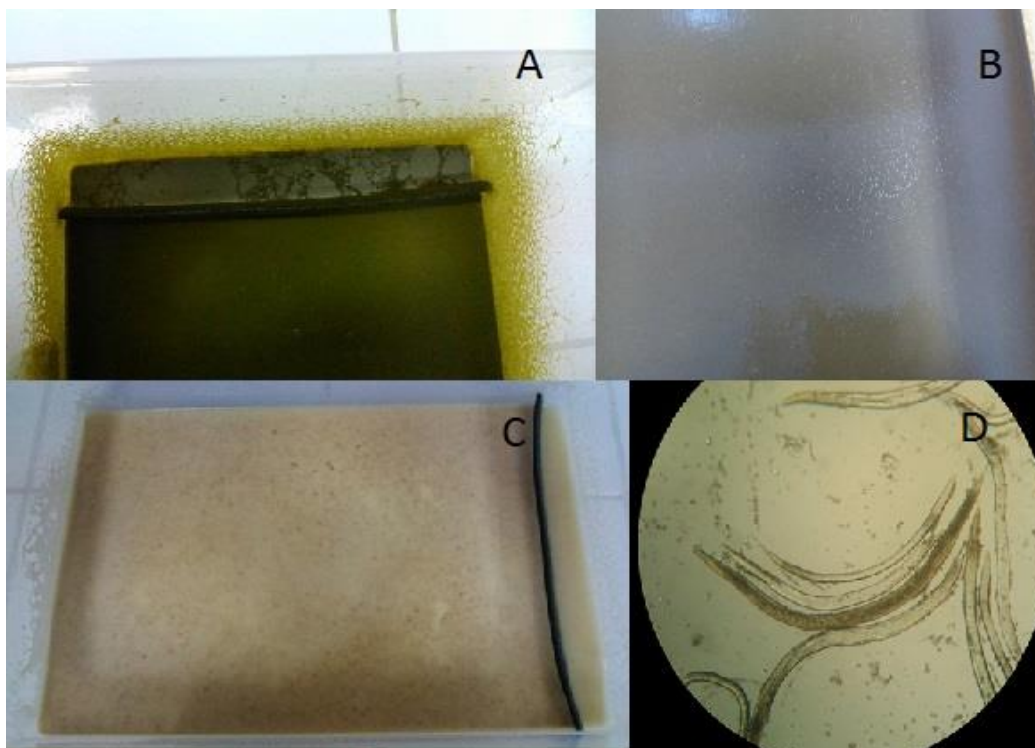
**Anexo 31. Día seis: A y B muestran aparición de levadura en algunos puntos de la superficie del medio de cultivo.**



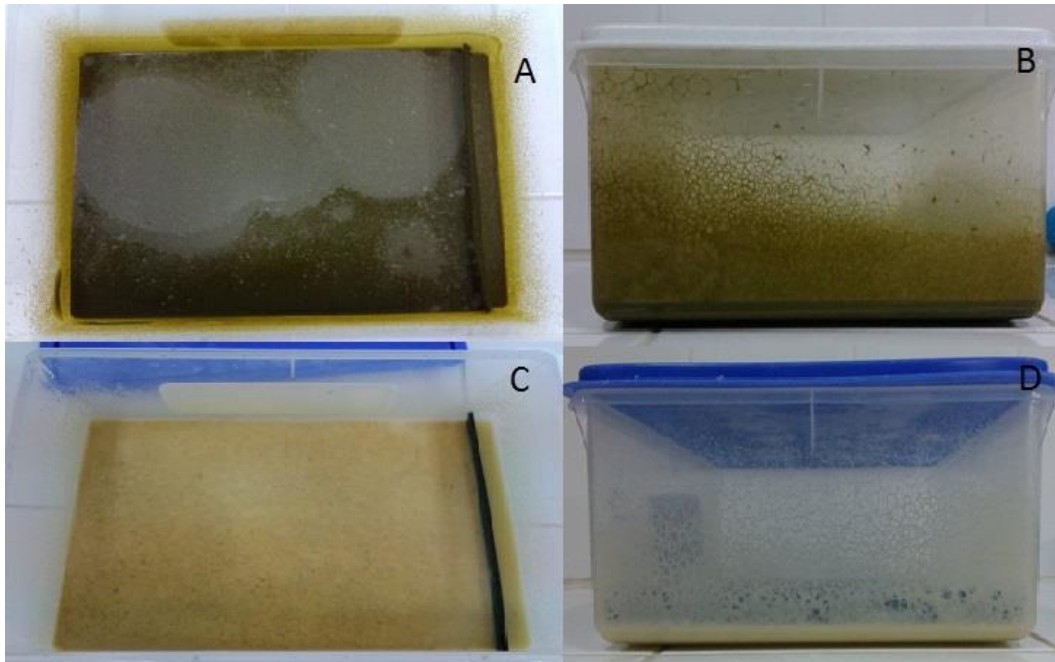
**Anexo 32. Día seis: A y B. Toma de muestra de individuos: se empleó agua destilada para limpiar los individuos, y lugol para fijar la muestra. En C, se observa un grupo de nematodos en su mayoría hembras gestantes; en D, la imagen ampliada, se observa un nematodo hembra con sus crías en su interior.**



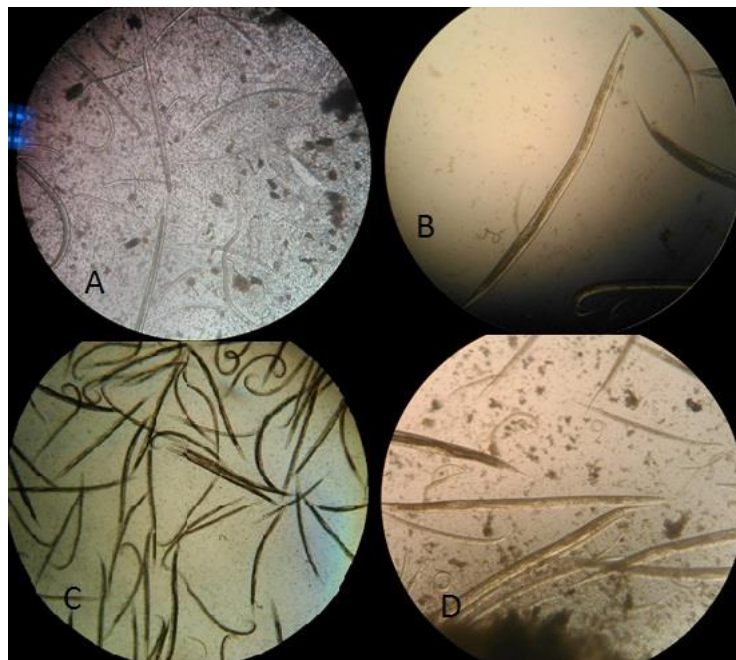
**Anexo 33. Día siete: Los nematodos se agrupan en las paredes de los recipientes y continúan migrando.**



**Anexo 34. Día siete: En la superficie de los medios de cultivo aumenta las levaduras (A, B y C); también continúa la reproducción de nematodos (Imagen D.).**

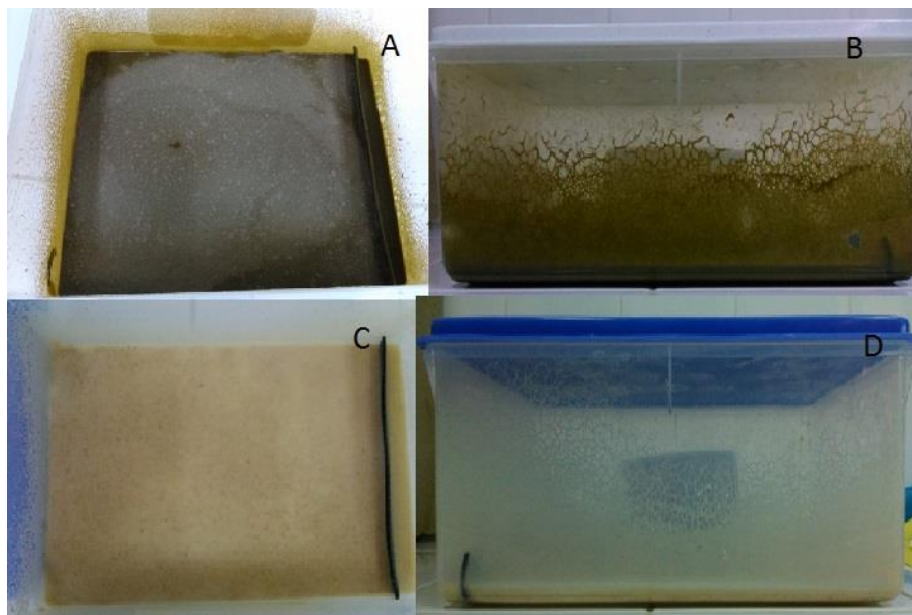


**Anexo 35. Día ocho: La superficie de los cultivos se cubre por levadura, cada vez en más área (A y C). Los nematodos se agrupan en las paredes de los recipientes y continúan migrando (B y D).**

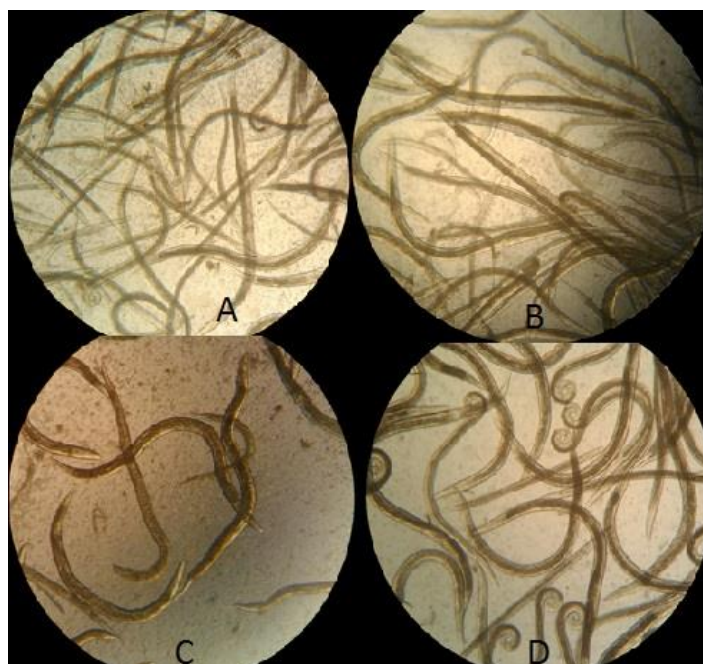


**Anexo 36. Día ocho: Se observa los nematodos en buen estado, en su mayoría adultos (A, B, C y D).**

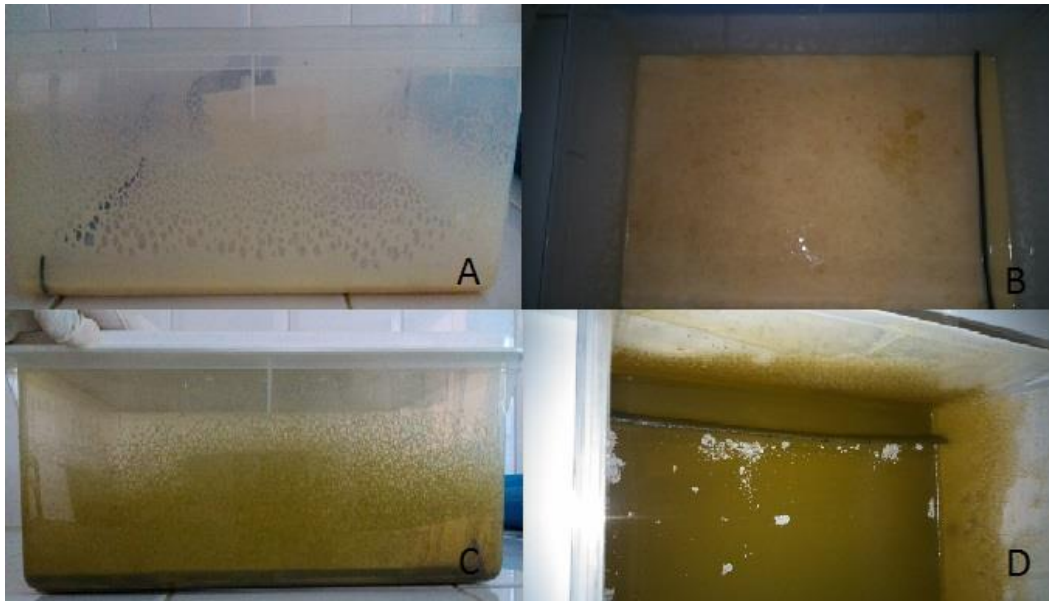




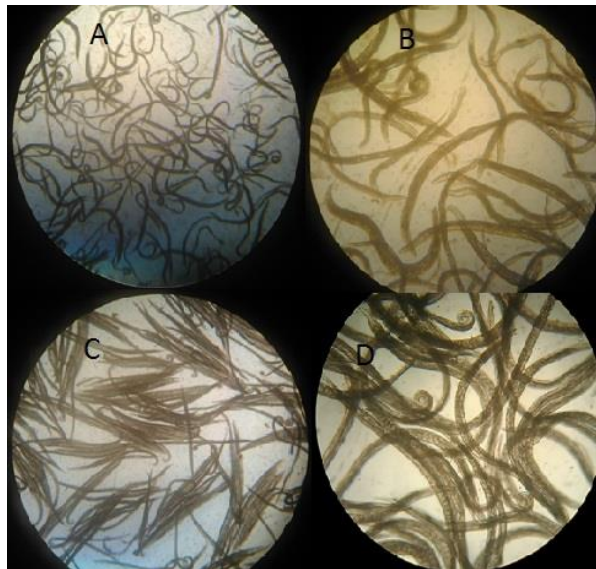
**Anexo 37. Día nueve: El cultivo en estado delicado, hay levadura cubriendo casi la totalidad de la superficie del medio de cultivo (A y C), el avance de los nematodos en las paredes de los recipientes es lento (B y D).**



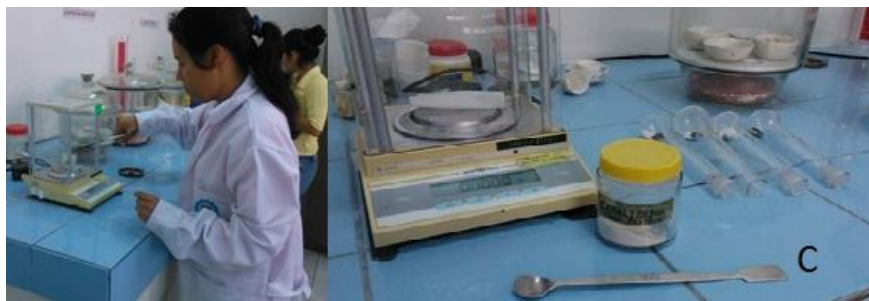
**Anexo 38. Día nueve: En las paredes de los recipientes, se encuentran en mayor número nematodos adultos, especialmente nematodos hembras (A, B, C y D).**



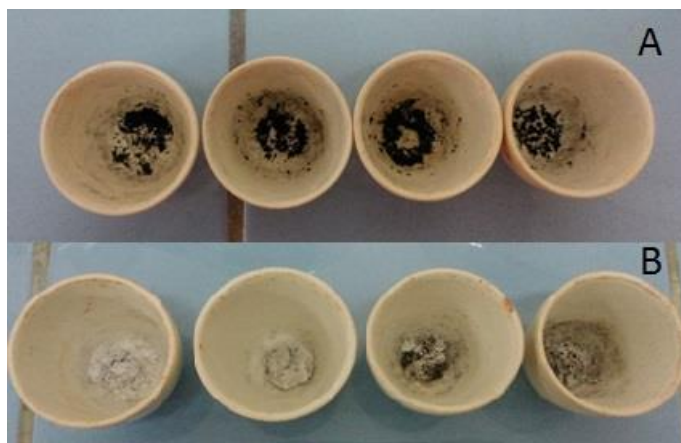
**Anexo 39. Día diez - Cosecha: Último muestreo. El cultivo en estado delicado, hay levadura cubriendo toda la superficie del medio de cultivo (Imagen B), el avance de los nematodos en las paredes de los recipientes es lento (A y C).**



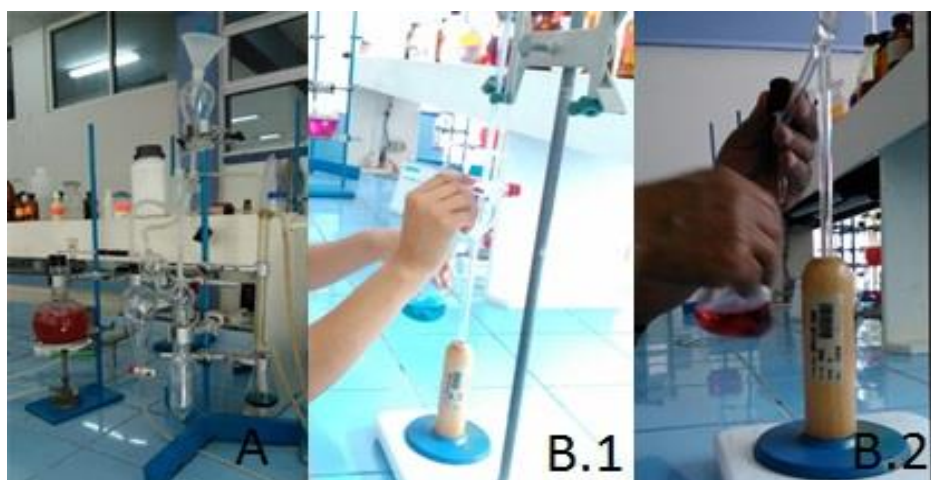
**Anexo 40. Último muestreo: En las paredes, se encuentran en mayor número nematodos adultos, especialmente nematodos hembras (A, B, C y D).**



**Anexo 41. Pesado de muestras para iniciar proceso de determinación de proteínas totales.**



**Anexo 42. En A (tratamiento 2) y B (tratamiento 1), se observa los crisoles con contenido de cenizas.**



**Anexo 43. En A proceso de destilación. En B se observa el proceso de titulación para valorar la cantidad de amonio presente en las muestras destiladas y determinar proteínas totales.**